

## Liste des figures

N°	Titre	Page
1	Situation de la zone d'étude. A : Carte d'Algérie. B : Vue sur la cote d'Annaba.	5
2	Situation de la zone d'étude. A : Carte géographique d'Annaba. B : Commune Sidi Ammar.	6
3	Ruines Romaines d'Hippone à Annaba.	7
4	Stagnation aquatique aux ruines Romaines d'Hippone.	7
5	Situation de la zone d'étude. A : Carte du Lac des Oiseaux. B : Vue du Lac des Oiseaux depuis la route nationale 44.	8
6	Schématisation générale d'un moustique adulte (O.M.S., 1973).	10
7	Ponte de <i>Culex</i> (Cachereul, 1997).	11
8	Lot d'œufs de <i>Culex sp</i> (Cachereul, 1997).	11
9	Vue d'ensemble de cinq larves.	12
10	Structure de la larve de Culicidae.	12
11	Vue en profil de la nymphe.	13
12	Structure schématique de nymphe de <i>Culex sp</i> (Cachereul, 1997).	13
13	Cycle de vie d'un moustique (modifié).	14
14	Cages d'élevage de moustiques.	15
15	Boites d'élevage de moustiques.	15
16	Face ventrale d'une femelle adulte <i>Limnesia</i> (Proctor, 2006).	17
17	Œufs de Pionidae (Agr. $2,1 \times 10^2$ ).	17
18	Dispersion des œufs d'hydracariens au niveau du Lac des Oiseaux.	18
19	Larve de Pionidae (Agr. $1,9 \times 10^2$ ).	18
20	Nymphe d' <i>Arrenurus</i> .	19
21	Cycle biologique des hydracariens (modifié) (Smith, 1976).	20
22	Localisation des cinq stations d'étude (modifiée) (Samraoui <i>et al.</i> , 1992).	21
23	Élevage des hycracariens au laboratoire.	21
24	Anatomie interne d'un escargot.	23
25	Amas d'œufs de Physidae.	23
26	Le <i>Bacillus thuringiensis israelensis</i> sous forme de poudre.	25
27	Schématisation d'un cycle vital du <i>Bacillus thuringiensis</i> (Boisvert & Lacoursière, 2004).	26
28	Schéma du corps de moustique (Boisvert & Lacoursière, 2004).	27
29	Représentation schématique du mode d'action des cristaux de <i>Bacillus thuringiensis</i> var <i>israelensis</i> sur une larve de moustique (Boisvert & Lacoursière, 2004).	27
30	<i>Myrtus communis</i> L.	29
31	<i>Eucalyptus camaldulensis</i> .	30
32	<i>Nerium oleander</i> L.	31

33	Préparation des extraits aqueux de plantes.	33
34	Tests de toxicité sur les larves de moustique <i>Culex pipiens</i> .	34
35	Localisation des deux stations (modifiée) (Samraoui <i>et al.</i> , 1992).	38
36	Adulte de <i>Culex pipiens</i> . A : Vue dorsale d'un mâle (Agr. 6,4). B : Vue dorsale d'une femelle (Agr. 6,4).	39
37	Nombre d'individus d' <i>Eylais hamata</i> au niveau du Lac des Oiseaux pendant l'année 2012/2013.	41
38	Les œufs d' <i>Eylais hamata</i> au niveau du Lac des Oiseaux.	41
39	Œufs d' <i>Eylais hamata</i> à l'éclosion.	43
40	Vue dorsale de larve d' <i>Eylais hamata</i> (Agr 10 <sup>2</sup> ).	43
41	Vue ventrale d'adulte mâle d' <i>Eylais hamata</i> (Agr. 5,7 x10). C : Coxae	44
42	Plaque oculaire et gnathosome d'adulte mâle d' <i>Eylais hamata</i> (Agr 14,25x10).	44
43	Vue dorsale d'adulte femelle d' <i>Eylais hamata</i> (Agr. 1,2x10).	45
44	Plaque oculaire d'adulte femelle d' <i>Eylais hamata</i> (Agr. 3x10).	45
45	Vue ventrale de larve de <i>Piona uncata</i> (Agr 1,6x10 <sup>2</sup> ).	46
46	Partie postérieure de larve de <i>Piona uncata</i> (Agr 3,2x10 <sup>2</sup> ).	47
47	Partie antérieure de larve de <i>Piona uncata</i> (Agr 3,2x10 <sup>2</sup> ).	47
48	Vue dorsale d'adulte femelle de <i>Piona uncata</i> (Agr. 3,3x10).	48
49	Vue ventrale d'adulte femelle de <i>Piona uncata</i> (Agr. 3,3x10).	48
50	Vue dorsale d'adulte de <i>Piona nodata</i> (Agr. 2x10).	49
51	Vue ventrale d'adulte femelle de <i>Piona nodata</i> (Agr. 3x10).	50
52	Plaque génitale d'adulte femelle de <i>Piona nodata</i> (Agr. 12x10).	50
53	Vue ventrale d'adulte de <i>Piona sp</i> (Agr. 4,4x10).	51
54	Coxae et plaque génitale d'adulte de <i>Piona sp</i> (Agr. 3,3x10).	52
55	Vue dorsale d'adulte d' <i>Hydrachna murati</i> (Agr. 2,5x10).	53
56	Vue latérale d'adulte d' <i>Hydrachna murati</i> (Agr. 2,5x10).	53
57	Vue ventrale d'adulte d' <i>Hydrachna murati</i> (Agr 4,5x10).	54
58	Plaque génitale d'adulte d' <i>Hydrachna murati</i> (Agr. 10 <sup>2</sup> ).	54
59	Vue ventrale d'adulte mâle d' <i>Eupatra rotunda</i> (Agr. 4,7x10).	55
60	Plaque génitale du mâle d' <i>Eupatra rotunda</i> (Agr. 9,4x10).	56
61	Adulte d' <i>Hydryphante ruber</i> .	57
62	Vue ventrale d'une femelle d' <i>Hydryphante ruber</i> (Agr. 4,2x10).	57
63	Adulte de <i>Physa marmorata</i> .	58
64	Effet de la CL50 du <i>Bti</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i> .	63
65	Effet de la CL50 du <i>Bti</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i> .	65
66	Effet de la CL50 du <i>Bti</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i> .	66
67	Effet de la CL50 du <i>Myrtus communis</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i> .	69

68	Effet de la CL50 du <i>Myrtus communis</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i> .	70
69	Effet de la CL50 du <i>Myrtus communis</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i> .	72
70	Effet de la CL50 d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i> .	73
71	Effet de la CL50 d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i> .	74
72	Effet de la CL50 d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i> .	75
73	Effet de la CL50 du <i>Nerium oleander</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i> .	77
74	Effet de la CL50 du <i>Nerium oleander</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i> .	78
75	Effet de la CL50 du <i>Nerium oleander</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i> .	79
76	Droite de régression exprimant l'absorbance en fonction de la quantité d'albumine ( $\mu\text{g}$ ). $R^2$ : coefficient de détermination.	80
77	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> témoins : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	81
78	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> traités : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	82
79	Effet du <i>Bti</i> (CL50 : 0,004 $\mu\text{g/ml}$ ) sur l'activité spécifique de la glutathion S-transférase ( $\mu\text{M/min/mg}$ de protéines) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> ( $m\pm s$ ).	83
80	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de <i>Piona uncata</i> témoins : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	84
81	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de <i>Piona uncata</i> traités au <i>Bti</i> (CL50): Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	85
82	Effet du <i>Bti</i> (CL50 : 0,004 $\mu\text{g/ml}$ ), sur l'activité spécifique de la glutathion S-transférase ( $\mu\text{M/min/mg}$ de protéines) chez les adultes de <i>Piona uncata</i> ( $m\pm s$ ).	86
83	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de <i>Physa marmorata</i> témoins: Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	87
84	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de <i>Physa marmorata</i> traités au <i>Bti</i> (CL50): Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	88
85	Effet du <i>Bti</i> (CL50 : 0,004 $\mu\text{g/ml}$ ), sur l'activité spécifique de la glutathion S-transférase ( $\mu\text{M/min/mg}$ de protéines) chez les adultes de <i>Physa marmorata</i> ( $m\pm s$ ).	89
86	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> prélevés en mois de Mars dans les cinq stations : Densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	90
87	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> prélevés en mois de Mars dans les cinq stations ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	91
88	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> prélevés en mois d'Avril dans les cinq stations : Densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	91
89	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> prélevés en mois d'Avril dans les cinq stations ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	92

90	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> prélevés en mois d'Avril dans les cinq stations : Densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	92
91	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> prélevés en mois de Mai dans les cinq stations ( $m\pm s$ ; $n=3$ ).	93

## Liste des tableaux

N°	Titre	Page
1	Dosage des protéines : Réalisation de la gamme d'étalonnage.	35
2	Nombre d'individus d' <i>Eylais hamata</i> au niveau du Lac des Oiseaux pendant l'année 2012/2013.	41
3	Biométrie du corps entier, du gnathosome et de la plaque oculaire d'adultes mâles d' <i>Eylais hamata</i> en µm (m±s).	59
4	Biométrie des quatre coxae droits d'adultes mâles d' <i>Eylais hamata</i> en µm (m±s).	59
5	Biométrie du pédipalpe droit d'adultes mâles d' <i>Eylais hamata</i> en µm (m±s).	59
6	Biométrie des quatre pattes droites d'adultes mâles d' <i>Eylais hamata</i> en µm (m±s).	60
7	Biométrie du corps entier, du gnathosome et de la plaque oculaire d'adultes femelles d' <i>Eylais hamata</i> en µm (m±s).	60
8	Biométrie des quatre coxae droits d'adultes femelles d' <i>Eylais hamata</i> en µm (m±s).	61
9	Biométrie des quatre pattes droites d'adultes femelles d' <i>Eylais hamata</i> en µm (m±s).	61
10	Biométrie du pédipalpe droit d'adultes femelles d' <i>Eylais hamata</i> en µm (m±s).	62
11	Concentration létale du <i>Bti</i> 50 et 90 pour les larves du 4 <sup>ème</sup> stade de <i>Culex pipiens</i> en fonction du temps (heures).	62
12	Effet du <i>Bti</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i> traités par la CL50 après 12 jours de traitement (T : Témoins, R : Traités).	63
13	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Eylais hamata</i> (témoins et traités) après 3, 6, 9, 12 jours de traitement au <i>Bti</i> (CL50).	63
14	Effet du <i>Bti</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i> traités par la CL50 après 12 jours de traitement (T : Témoins, R : Traités).	64
15	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Piona uncata</i> (témoins et traités) après 3, 6, 9, 12 jours de traitement au <i>Bti</i> (CL50).	64
16	Effet du <i>Bti</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i> traités par la CL50 après 12 jours de traitement (T : Témoins, R : Traités).	65
17	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Physa marmorata</i> (témoins et traités) après 3, 6, 9, 12 jours de traitement au <i>Bti</i> (CL50).	66
18	Concentrations létale 50 et 90 du <i>Myrtus communis</i> par application orale sur le 4 <sup>ème</sup> stade larvaire de <i>Culex pipiens</i> en fonction du temps (heures).	67
19	Concentrations létale 50 et 90 d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> par application orale sur le 4 <sup>ème</sup> stade larvaire de <i>Culex pipiens</i> en fonction du temps (heures).	67
20	Concentrations létale 50 et 90 du <i>Nerium oleander</i> par application orale sur le 4 <sup>ème</sup> stade larvaire de <i>Culex pipiens</i> en fonction du temps (heures).	68
21	Effet du <i>Myrtus communis</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i> traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).	68
22	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Eylais hamata</i> (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au <i>Myrtus communis</i> (CL50).	69

23	Effet du <i>Myrtus communis</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i> traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).	70
24	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Piona uncata</i> (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au <i>Myrtus communis</i> (CL50).	70
25	Effet du <i>Myrtus communis</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i> traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).	71
26	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Physa marmorata</i> (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au <i>Myrtus communis</i> (CL50).	71
27	Effet d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i> traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).	72
28	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Eylais hamata</i> (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement par l' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> (CL50).	73
29	Effet du d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i> traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).	73
30	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Piona uncata</i> (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement par l' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> (CL50).	74
31	Effet du d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i> traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).	75
32	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Physa marmorata</i> (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement par l' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> (CL50).	75
33	Effet du <i>Nerium oleander</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i> traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).	76
34	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Eylais hamata</i> (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au <i>Nerium oleander</i> (CL50).	76
35	Effet du <i>Nerium oleander</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i> traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).	77
36	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Piona uncata</i> (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au <i>Nerium oleander</i> (CL50).	78
37	Effet du <i>Nerium oleander</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i> traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).	79
38	Analyse de la variance à un critère de classification chez <i>Physa marmorata</i> (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au <i>Nerium oleander</i> (CL50).	79
39	Dosage des protéines : Réalisation de la courbe de référence.	80
40	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> témoins : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm (m $\pm$ s ; n=3).	81
41	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> traités au <i>Bti</i> (CL50): Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm (m $\pm$ s ; n=3).	81

42	Résultat du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaison de l'activité spécifique de la GST chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> entre traités à différents temps (24, 48, 72h).	82
43	Résultats du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaison de l'activité spécifique de la GST entre témoins et traités adultes d' <i>Eylais hamata</i> à 24, 48, 72h.	83
44	Effet du <i>Bti</i> (CL50 : 0,004 µg/ml), sur l'activité spécifique de la glutathion S-transférase (µM/min/mg de protéines) chez <i>Eylais hamata</i> (m±s) : comparaison des moyennes à différents temps pour une même série (lettre minuscules) et pour un même temps entre les différentes séries (lettres en majuscules).	83
45	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de <i>Piona uncata</i> témoins : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm (m±s ; n=3).	84
46	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de <i>Piona uncata</i> traités au <i>Bti</i> (CL50): Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm (m±s ; n=3).	85
47	Résultat du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaisons de l'activité spécifique de la GST chez les adultes de <i>Piona uncata</i> entre traités à différents temps (24, 48, 72h).	85
48	Résultats du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaison de l'activité spécifique de la GST entre les témoins et les traités adultes de <i>Piona uncata</i> .	86
49	Effet du <i>Bti</i> (CL50 : 0,004 µg/ml), sur l'activité spécifique de la glutathion S-transférase (µM/min/mg de protéines) chez <i>Piona uncata</i> (m±s) : comparaison des moyennes à différents temps pour une même série (lettre minuscules) et pour un même temps entre les différentes séries (lettres en majuscules).	86
50	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de <i>Physa marmorata</i> témoins : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm (m±s ; n=3).	87
51	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de <i>Physa marmorata</i> traités : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm (m±s ; n=3).	87
52	Résultat du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaison de l'activité spécifique de la GST chez les adultes de <i>Physa marmorata</i> entre traités à différents temps (24, 48, 72h).	88
53	Résultats du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaison de l'activité spécifique de la GST entre les témoins et les traités adultes de <i>Physa marmorata</i> .	89
54	Effet du <i>Bti</i> (CL50 : 0,004 µg/ml) sur l'activité spécifique de la glutathion S-transférase (µM/min/mg de protéines) chez les adultes de <i>Physa marmorata</i> (m±s) : comparaison des moyennes à différents temps pour une même série (lettre minuscules) et pour un même temps entre les différentes séries (lettres en majuscules).	89

55	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> prélevés dans les cinq stations du Lac des Oiseaux en mois de Mars: Densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; n=3).	90
56	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> prélevés dans les cinq stations du Lac des Oiseaux en mois d'Avril: Densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; n=3).	91
57	Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i> prélevés dans les cinq stations du Lac des Oiseaux en mois de Mai: Densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ; n=3).	92
58	Analyse de la variance à un critère de classification de l'activité spécifique de la GST chez <i>Eylais hamata</i> pendant les mois Mars, Avril, Mai, en fonction des cinq stations.	93
59	Analyse de la variance à un critère de classification de l'activité spécifique de la GST chez <i>Eylais hamata</i> pour les cinq stations en fonction des mois Mars, Avril, Mai.	94
60	Paramètres physicochimiques des deux stations au niveau du Lac des Oiseaux pendant le Mois de Mai 2014.	94

# SOMMAIRE

## Avant propos

<b>1. INTRODUCTION</b>	1
<b>2. MATERIELS ET METHODES</b>	5
2. 1. Présentation des sites d'étude	5
2.1.1. Ville d'Annaba	5
2.1.1.1. Commune de Sidi Ammar	5
2.1.1.2. Les Ruines Romaines	6
2.1.2. Lac des Oiseaux	7
2.1.2.1. Classification du Lac	7
2.1.2.2. Description du Lac	8
2.1.2.3. Richesse floristique	9
2.1.2.4. Richesse faunistique	9
2.2. Présentation du matériel biologique	9
2.2.1. Les Culicidae	9
2.2.1.1. Position systématique	10
2.2.1.2. Cycle de vie	11
2.2.1.3. Échantillonnage	14
2.2.1.4. Élevage des Culicidae	15
2.2.1.5. Montage et identification	16
2.2.2. Les hydrcariens	16
2.2.2.1. Position systématique	16
2.2.2.2. Cycle de vie	17
2.2.2.3. Échantillonnage	20
2.2.2.4. Élevage	21
2.2.2.5. Montage et identification	21
2.2.3. Les Physidae	22
2.2.3.1. Position systématique	22
2.2.3.2. Cycle biologique	23
2.2.3.3. Échantillonnage	24
2.2.3.4. Élevage	24
2.2.3.5. Identification des espèces	24
2.3. Étude morphométrique	24
2.4. Présentation de l'insecticide	25

2.4.1. Découverte et utilisation du <i>Bti</i>	25
2.4.2. Position systématique du <i>Bti</i>	25
2.4.3. Cycle biologique de la bactérie	26
2.4.4. Mode d'action	27
2.5. Les Plantes	28
2.5.1. <i>Myrtus communis</i> L.	28
2.5.1.1. Position systématique	28
2.5.1.2. Formule chimique	29
2.5.2. <i>Eucalyptus camaldulensis</i>	29
2.5.2.1. Position systématique	30
2.5.2.2. Formule chimique	30
2.5.3. <i>Nerium oleander</i> L.	31
2.5.3.1. Position systématique	31
2.5.3.2. Formule chimique	32
2.6. Test de toxicité	32
2.6.1. Traitement au <i>Bti</i>	32
2.6.1.1. Test de toxicité du <i>Bti</i> à l'égard des larves de <i>Culex pipiens</i>	32
2.6.1.2. Effet du <i>Bti</i> à l'égard des espèces non ciblées : <i>Eylais hamata</i> , <i>Piona uncata</i> et <i>Physa marmorata</i>	32
2.6.2. Traitements aux plantes	33
2.6.2.1. Préparation des extraits aqueux	33
2.6.2.2. Estimation des quantités du résidu sec	33
2.6.2.3. Test de toxicité des extraits aqueux à l'égard des larves de <i>Culex pipiens</i>	33
2.6.2.4. Effets des plantes à l'égard des espèces non ciblées : <i>Eylais hamata</i> , <i>Piona uncata</i> et <i>Physa marmorata</i>	34
2.7. Dosage de protéines	34
2.8. Test d'activité enzymatique de la GST	35
2.9. Estimation de la qualité du Lac des Oiseaux	36
2.9.1. Activité spécifique de la GST d' <i>Eylais hamata</i> au niveau du Lac des Oiseaux	36
2.9.2. Paramètres physicochimiques du Lac des Oiseaux	36
2.10. Analyses statistiques	38
<b>3. RÉSULTATS</b>	39
3.1. Identification des espèces étudiées	39
3. 1.1. Identification de <i>Culex pipiens</i> Linnaeus 1758	39
3.1.2. Les hydracariens au niveau de la région d'étude	40
3.1.2.1. Identification d' <i>Eylais hamata</i> Koenik 1897	42

3.1.2.2. Identification de <i>Piona uncata</i> Koenike 1888	45
3.1.2.3. Identification de <i>Piona nodata</i> Müller 1781	49
3.1.2.4. Identification de <i>Piona sp</i>	50
3.1.2.5. Identification d' <i>Hydrachna murati</i> Walter 1939	51
3.1.2.6. Identification d' <i>Eupatra rotunda</i> Piersig 1906	55
3.1.2.7. Identification d' <i>Hydryphante ruber</i> De Geer 1778	56
3.1.3. Identification de <i>Physa marmorata</i> Guilding 1828 :	58
3.2. Étude morphométrique de l'espèce <i>Eylais hamata</i>	59
3.3. Toxicité du <i>Bti</i>	62
3.3.1. Toxicité du <i>Bti</i> à l'égard des larves de <i>Culex pipiens</i>	62
3.3.2. Effet du <i>Bti</i> à l'égard des espèces non ciblées	62
3.3.2.1. Effet du <i>Bti</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i>	62
3.3.2.2. Effet du <i>Bti</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i>	64
3.3.2.3. Effet du <i>Bti</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i>	65
3.4. Toxicité des plantes	66
3.4.1. Estimation de la quantité du résidu sec des trois plantes testées	66
3.4.2. Toxicité des extraits aqueux des plantes à l'égard de <i>Culex pipiens</i>	66
3.4.2.1. Toxicité du <i>Myrtus communis</i> à l'égard de <i>Culex pipiens</i>	66
3.4.2.2. Toxicité d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> à l'égard de <i>Culex pipiens</i>	67
3.4.2.3. Toxicité du <i>Nerium oleander</i> à l'égard de <i>Culex pipiens</i>	67
3.4.3. Effet du <i>Myrtus communis</i> à l'égard des espèces non ciblées	68
3.4.3.1. Effet du <i>Myrtus communis</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i>	68
3.4.3.2. Effet du <i>Myrtus communis</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i>	69
3.4.3.3. Effet du <i>Myrtus communis</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i>	71
3.4.4. Effet d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> à l'égard des espèces non ciblées	72
3.4.4.1. Effet d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i>	72
3.4.4.2. Effet d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i>	73
3.4.4.3. Effet d' <i>Eucalyptus camaldulensis</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i>	74
3.4.5. Effet du <i>Nerium oleander</i> à l'égard des espèces non ciblées	76
3.4.5.1. Effet du <i>Nerium oleander</i> à l'égard des adultes d' <i>Eylais hamata</i>	76
3.4.5.2. Effet du <i>Nerium oleander</i> à l'égard des adultes de <i>Piona uncata</i>	77
3.4.5.3. Effet du <i>Nerium oleander</i> à l'égard des adultes de <i>Physa marmorata</i>	78
3.5. Évaluation de l'activité spécifique de la GST	80
3.5.1. Réalisation de la courbe de référence	80
3.5.2. Effet du <i>Bti</i> sur l'activité spécifique de la GST chez les adultes d' <i>Eylais hamata</i>	80
3.5.3. Effet du <i>Bti</i> sur l'activité spécifique de la GST chez les adultes de <i>Piona uncata</i>	84

3.5.4. Effet du <i>Bti</i> sur l'activité spécifique de la GST chez les adultes de <i>Physa marmorata</i>	87
3.5.5. Activité spécifique de la GST des adultes d' <i>Eylais hamata</i> au niveau du Lac des Oiseaux	90
3.6. Paramètres Physico-chimiques du Lac des Oiseaux	94
<b>4. DISCUSSION</b>	95
4.1. Identification et biodiversité des hydracariens dans la région d'étude	95
4.2. Toxicité du <i>Bacillus thuringiensis israelensis</i>	96
4.3. Toxicité des plantes	99
4.4. Effet du <i>Bti</i> sur la GST chez les espèces non ciblées <i>Eylais hamata</i> , <i>Piona uncata</i> et <i>Physa marmorata</i>	103
4.5. Estimation de la qualité du Lac des Oiseaux	104
4.5.1. Activité spécifique de la GST au Lac	104
4.5.2. Paramètres physico-chimiques	105
<b>5. CONCLUSION ET PERSPECTIVES</b>	108
<b>6. RÉSUMÉS</b>	110
<b>Résumé</b>	110
<b>Abstract</b>	111
الملخص	112
<b>7. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES</b>	113
<b>9. Annexes : Productions scientifiques</b>	140

# *Introduction*

## 1. INTRODUCTION

Les Culicidae (Diptera : Insecta) regroupent beaucoup d'espèces qui ont été identifiées parmi les ectoparasites temporaires hématophages les plus importants. Également, ils présentent des stades de vie pré imaginaires aquatiques représentés par les œufs, les larves et les nymphes et un stade adulte aérien (Bendali-Saoudi, 2006). Cependant, ils sont vecteurs de parasites et de virus comme le Plasmodium responsable de la Malaria, les arbovirus responsables de la fièvre jaune, la filariose, ainsi que le virus West Nile transmis principalement par le genre *Culex* (Alaoui Slimani *et al.*, 1999 ; Dohm & Turell, 2001; Smith & McKenzie, 2004 ; Farajollahi *et al.*, 2005 ; Palmisano *et al.*, 2005 ; Balenghien *et al.*, 2008 ; Adja *et al.*, 2011; Eckhoff, 2011; L'Ambert *et al.*, 2012 ; Paupy *et al.*, 2013 ; Tantely *et al.*, 2013). En se reproduisant dans l'eau, les moustiques sont des cibles intéressantes pour les pesticides au stade larvaire. Or, les Culicidae ont développé une résistance vis-à-vis les insecticides utilisés (Chandre *et al.*, 1999 ; Berticat *et al.*, 2002 ; McAbee *et al.*, 2004 ; Rivero *et al.*, 2011 ; Ahmed *et al.*, 2012).

Le phénomène de résistance chez les insectes ravageurs et les vecteurs de maladies infectieuses chez l'homme est due à l'utilisation continue de la lutte chimique, qui consiste à l'utilisation de composés chimiques naturels (mercure, arséniate...), ou de synthèses (composés chlorés, organiques, organophosphorés...) qui continue à être le moyen majeur de contrôle, malgré ses conséquences néfastes sur l'environnement. Comme elle provoque entre autres, la toxicité dans la chaîne trophique, la pollution des eaux de surface et souterraines (Vereijken & Viaux, 1990 ; Ternes & Hirsch, 2000 ; Kolpin *et al.*, 2004 ; Virlouvet, 2006 ; Hénaut, 2011; Agence de l'eau Loire-Bretagne, 2014). L'atteinte au niveau des espèces non visées a été signalée suite à l'utilisation impulsive, intempestive, inconditionnelle et irrationnelle des produits chimiques. Aussi, la lutte chimique affecte de différentes espèces non ciblée, comme les hydracariens, les poissons d'eau douce, les gastéropodes et beaucoup d'espèces d'intérêt biologique et écologique (Poiré & Pasteur, 1991; Starnes *et al.*, 1993 ; Martin *et al.*, 2000 ; Vaissayre *et al.*, 2002 ; Zamora Perea, 2009).

Afin de lutter contre les insectes nuisibles, la nécessité d'utiliser des insecticides d'origine biologiques et visés, est devenue un intérêt mondial et c'est dans le but de préserver les organismes bénéfiques et de protéger l'environnement de toute sorte de pollution. La lutte biologique constitue une alternative efficace dans les milieux naturels, car elle offre des solutions durables, grâce à leur variété, leur spécificité, leur compatibilité intrinsèque avec le milieu naturel et leur pouvoir évolutif avec et sans intervention humaine (Cloutier & Cloutier, 1992). Selon Starnes *et al.* (1993), plus d'une centaine de bactéries ont été identifiées pour leur potentiel en lutte biologique. À l'heure actuelle, le *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* est parmi les espèces les plus utilisées en lutte contre les insectes nuisibles (Boudjelida *et al.*, 2008 ; Ouakid *et al.*, 2008). Ce bacille a été isolé dans un étang stagnant situé dans le désert de Negev de l'Israël (Goldberg & Margalit, 1977). Le *Bti* est utilisé pour le contrôle sélectif des populations larvaires des moustiques, vecteurs de maladies dans de nombreux types d'écosystèmes

aquatiques continentaux, et pour d'autre Diptères, ainsi que les mouches noires (Ali, 1981 ; Molloy, 1990 ; Becker, 1997 ; Margalit & Ben-Dov, 2000 ; Jackson *et al.*, 2002 ; Becker *et al.*, 2003 ; Shililu *et al.*, 2003 ; Tanapongpipat *et al.*, 2003 ; Lacey, 2007). Le *Bti* est connu pour sa biodégradation et sa spécificité pour les espèces ciblées, ainsi que son mode d'action spécifique (Larget & de Barjac, 1981 ; Charles & de Barjac, 1982 ; Chilcott *et al.*, 1983 ; Gill *et al.*, 1992 ; Bauer, 1995).

Une autre source de lutte biologique est présentée par l'utilisation de produits à base de plantes, 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). Les plantes constituent une riche source de composés bioactifs a effets toxiques et larvicides et antipaludiques, tels que des terpénoïdes, des alcaloïdes, des flavonoïdes, des tanins et des polyacétylènes (Harborne, 1993 ; Neuwinger, 1996 ; Ahn *et al.*, 1998 ; Kamanzi, 2002 ; Kellouche *et al.*, 2004 ; Kellouche & Soltani , 2004 ; Zirihi, 2006 ; Zirihi *et al.*, 2007 ; N'guessan *et al.*, 2009).

La faune associée non ciblée demeure influencée par les moyens de lutte chimique, affectant leur viabilité et leur reproduction. Parmi les espèces qui constituent une importance biologique et environnementale, les hydracariens (Acari : Hydrachnidia), qui constituent un groupe important en terme de surveillance écologique. Ces excellents indicateurs de la qualité de l'habitat ont rayonné depuis le triasique par 6000 espèces décrites, occupant presque tous les milieux d'eau douce, représentant une grande biodiversité aquatique (Smith & Cook, 1991 ; Di Sabatino *et al.*, 2000 ; Smith *et al.*, 2001 ; Bendali-Saoudi *et al.*, 2014). Les hydracariens ont un cycle biologique complexe, les larves ont une vie aérienne, obligatoirement parasites pour beaucoup d'insectes aquatiques et semi-aquatiques adultes (Baker *et al.*, 2007 ; Andrew *et al.*, 2012 ; Zawal & Buczyński, 2013). Les hydracariens adultes sont aussi des excellents prédateurs de larves de Culicidae (Smith, 1983 ; Smith & McIver, 1984a, b ; Bendali-Saoudi, 2006), ils constituent également un moyen important de lutte biologique contre ces espèces nuisibles.

Les Physidae représentent aussi un intérêt écologique, suite à leur importance par rapport à la viabilité des hydracariens, car ils font partie de leurs espèces hôtes (Imamura, 1958), contribuant à la dispersion de ces Hydrachnidia dans l'environnement. Ce sont parmi les gastéropodes d'eau douce, qui occupent un large spectre du milieu aquatique et constituent un moyen important de biosurveillance (Dillon, 2000 ; Pihan & Vaufleury, 2000 ; Oehlmann *et al.*, 2007 ; Karrouch & Chahlaoui, 2009). Ils constituent des bioindicateurs de pollution parmi les espèces de gastéropodes, car ils résistent à des conditions environnementales difficiles (Harman, 1974 ; Oehlmann *et al.*, 2007).

En Algérie comme dans le monde, les zones humides présentent une grande importance, à partir de ce qu'elles offrent aux écosystèmes. L'Algérie est riche en zones humides qui jouent un rôle

important dans les processus vitaux. Elles contribuent à la recharge des eaux souterraines, la stabilisation du littoral et la protection contre les tempêtes, la rétention et l'exportation des sédiments et nutriments, l'atténuation des changements climatiques, l'épuration de l'eau, réservoir de diversité biologique, encore, elles constituent un moyen de loisirs et de tourisme et constituent un patrimoine naturel important.

Malgré son importance, le milieu aquatique reste toujours contaminé avec de nombreux types de polluants organiques et inorganiques, d'origine municipale, industrielle ou agricole (Croteau *et al.*, 1984 ; Paul & Laliberté, 1985 ; Chapman, 1987 ; Belamie, 1996 ; Sen & Kirikbakan, 2004 ; Kalinin & Louchkin, 2010 ; Kalinin, 2012). Ces polluants affectent l'intégrité des écosystèmes et la fonction physiologique des animaux et des êtres humains (Martínez-Lara *et al.*, 1996 ; Lenartova *et al.*, 1997 ; Sen & Kirikbakan, 2004). Le Lac des Oiseaux est une réserve naturelle classée selon Ramsar 1999, qui se situe à l'extrême Nord-est Algérien, dans la Wilaya d'El Tarf. Il constitue un patrimoine naturel important, car il abrite une grande biodiversité et beaucoup d'espèces rares. D'autre part, le Lac reçoit beaucoup de rejets industriels et ménagers, qui détériorent son aspect naturel. D'où la nécessité d'une gestion adaptée et pertinente de ce milieu aquatique, qui doit reposer sur des outils d'évaluation de l'intégrité des écosystèmes. Désormais utilisée dans les programmes de surveillance, la mesure de variables biologiques est susceptible d'apporter une information intégrée sur l'état de l'écosystème aquatique, ainsi que sur les phénomènes de bioaccumulation et de bioamplification (Lèvèque, 1997). D'autres bioindicateurs concernent les oligochètes, les mollusques, les diatomées, ainsi que les hydracariens (Descy & Coste, 1988 ; Lafont, 1989 ; Mounthon, 1993 ; Goldschmidt, 2004).

L'utilisation de biomarqueurs est devenue indispensable dans les évaluations écotoxicologiques, puisqu'elle permet la détection précoce des effets globaux des contaminants (Flammarion *et al.*, 2000 ; Ahmad *et al.*, 2006 ; Amado *et al.*, 2006). Les enzymes de défense antioxydantes principales chez les organismes aquatiques, sont la superoxyde dismutase, la catalase, la glutathion peroxydase, la glutathion réductase et la glutathion-S-transférase, enzyme de la phase II de biotransformation (Cossu *et al.*, 1997 ; Pavlović *et al.*, 2004). Les glutathion-S-transférases (GSTs) est une famille multigénique de dimères, principalement cytosoliques, ces enzymes jouent un rôle important dans la biotransformation et la désintoxication d'un certain nombre de composés électrophiliques (Rao, 2006). Les glutathions S-transférase (EC : 2.5.1.18) ont un rôle important dans la détoxicification des substances xénobiotiques ou endogènes en catalysant la conjugaison à la phase II, qui fixe des dérivés endogènes hydrophiles sur les groupements fonctionnels thiol du glutathion endogène de la phase I (Halliwell & Gutteridge, 1999 ; Radyuk *et al.*, 2003).

L'appréciation de la qualité des eaux de surfaces peut aussi se baser sur la mesure des paramètres physico-chimiques, ainsi que la distribution, la présence ou l'absence d'organismes aquatiques, qui peuvent être indicateur de l'état de l'environnement. Également, l'utilisation de la biodiversité comme un outil pour évaluer la structure du paysage, de transformation des milieux

naturels, est un moyen important pour une gestion du milieu, afin de diminuer les taux de pollution (Wilson, 1997 ; Borja *et al.*, 2000 ; Couvet *et al.*, 2004 ; Butchart *et al.*, 2005 ; Almond & Bennett, 2009).

Le travail présent vient dans le cadre d'une étude de la lutte biologique, afin de démontrer l'effet toxique des différents biocides (*Bti* et plantes) à l'égard des Culicidae, aussi, pour déterminer leurs effets à l'égard des populations non ciblées d'hydracariens *Eylais hamata* et *Piona uncata*, entant que prédateurs de larves de moustiques, ainsi à l'égard des gastéropodes d'eau douce, *Physa marmorata*. Nous avons étudié aussi les effets métaboliques induits après traitement au *Bti* par la CL50 des Culicidae *Culex pipiens*, comme une réponse à l'exposition au biocide chez les deux espèces d'hydracariens, *Eylais hamata* et *Piona uncata*, ainsi que les gastéropodes *Physa marmorata*, ceci par la mesure de l'activité enzymatique de la glutathion S-transférase, biomarqueur du stress environnemental. D'autre part, une étude de la biodiversité des hydracariens, a été effectuée grâce à un inventaire réalisé au sein de la ville d'Annaba et d'El Taref. L'évaluation de la qualité de leur milieu de vie, voir le Lac des Oiseaux a été dirigée dans un but écologique, afin d'estimer la qualité d'une réserve naturelle protégée. Cette étude s'est basée sur la mesure des paramètres physicochimiques du Lac, ainsi que l'utilisation des hydracariens comme espèce bio-indicatrice du milieu aquatique, par la mesure de la GST au sein de ces Arachnides.

# *Matériels et méthodes*

## 2. MATERIELS ET METHODES

### 2. 1. Présentation des sites d'étude :

#### 2.1.1. Ville d'Annaba :

La wilaya d'Annaba est située à 600 km de la capitale Alger, à l'extrême Est du pays, ouverte sur le littoral méditerranéen sur 80 km. Elle s'étend sur 1 439 km<sup>2</sup> soit 0,06 % du territoire national. La wilaya d'Annaba est limitée au Nord par la Mer Méditerranée, à l'Est par la Wilaya d'El –Tarf, à l'Ouest par la Wilaya de Skikda et au Sud par la Wilaya de Guelma (Fig. 1). Annaba se caractérise par un relief constitué de montagnes, de collines et de plaines. Les montagnes représentent 52,16 % du territoire de la Wilaya soit, une superficie de 736 km<sup>2</sup>. Elles se distinguent par le massif de l'Edough dont le point dominant se situe au mont " Bouzizi " avec 1.100 m d'altitude. Les collines et les piémonts, occupent 25,82 % de la superficie totale, soit 365 km<sup>2</sup>. Le climat de la Wilaya est du type méditerranéen, humide en Hiver, chaud en été et la pluviométrie varie entre 650 et 1000 mm/an, la température moyenne varie entre 14° et 34° (ANDI, 2013).



**Fig. 1 :** Situation de la zone d'étude.

**A :** Carte d'Algérie.

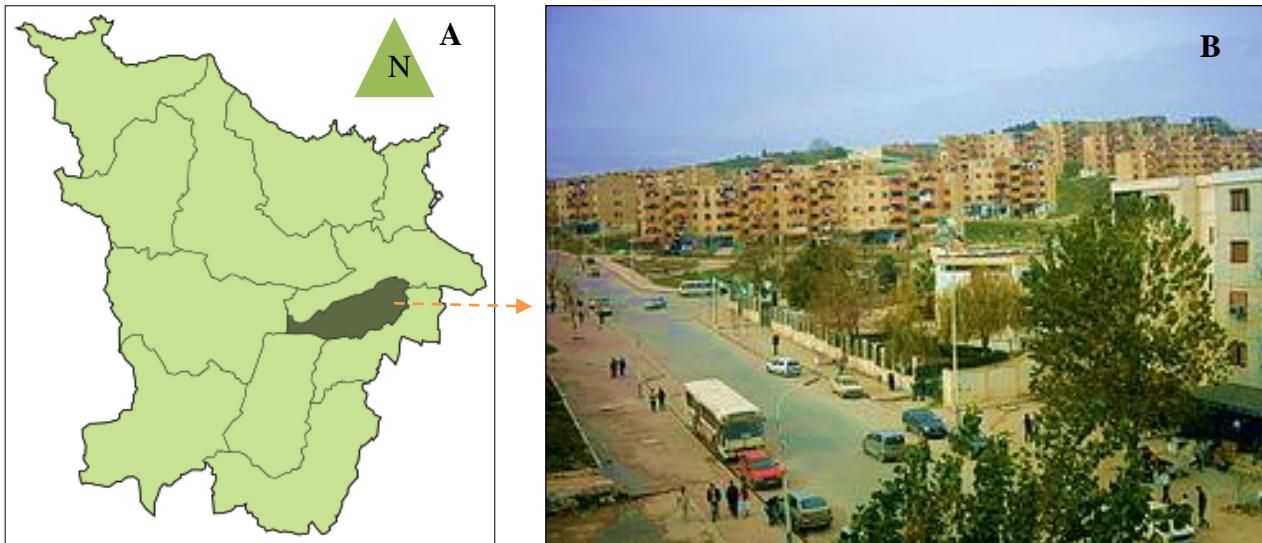
**B :** Vue sur la côte d'Annaba.

(<http://webalgerie.clicforum.com/t3681-P-eme-de-B-ne-la-coquette.htm>)

#### 2.1.1.1. Commune de Sidi Ammar :

La zone d'étude se situe à la commune de Sidi Ammar. C'est une zone sub-urbaine, elle est située au centre de la Wilaya d'Annaba (Fig. 2), elle fait une superficie de 4 200 hectares et classée troisième commune la plus peuplée de la wilaya, après Annaba et El Bouni, elle est caractérisée par un climat, méditerranéen avec un été chaud. Selon le recensement général de la population et de l'habitat, la population de la commune de Sidi Ammar est évaluée à 125 265 habitants (Recensement de la

population Algérienne, wilaya d'Annaba, 2008). Malgré son nombre considéré d'habitants, le complexe Sidérurgique d'el Hadjar se localise à proximité de l'agglomération, provoquant ainsi des effets néfastes sur la population. Sidi Ammar abrite le pôle universitaire central de Badji Mokhtar (Journal Officiel de la République Algérienne, 2004)



**Fig. 2 :** Situation de la zone d'étude.

**A :** Carte géographique d'Annaba.

**B :** Commune Sidi Ammar.

([http://fr.wikipedia.org/wiki/Sidi\\_Amar\\_\(Annaba\)](http://fr.wikipedia.org/wiki/Sidi_Amar_(Annaba)))

### 2.1.1.2. Les Ruines Romaines :

Le site antique Hippone est situé au Sud-ouest d'Annaba, à 3 km environ du centre-ville de la Wilaya. Il se trouve dans la plaine, entre les deux cours inférieurs de l'Oued Boudjema, au Nord-ouest et de l'oued Seybouse au Sud-est. Le site s'ouvre à l'Est sur la baie d'Annaba (Fig. 3). Les ruines s'étaient entre deux collines, la colline de Saint-Augustin qui se trouve à l'Ouest, allant jusqu'à 55 m d'altitude, dont 10 m ont été rasés à la fin du siècle dernier. Le site atteint de 2 à 3 m d'altitude et, d'une superficie d'environ 9 Hectares. Ce site abrite une végétation très riche, ainsi qu'une diversité faunistique dans les stagnations d'eau formées par les murs des ruines lors des saisons pluvieuses (Dahmani & Morel, 1993) (Fig. 4).



© Mansouri.

**Fig. 3 :** Ruines Romaines d'Hippone à Annaba.



© Mansouri.

**Fig. 4 :** Stagnation aquatique aux ruines Romaines d'Hippone.

### **2.1.2. Lac des Oiseaux :**

#### **2.1.2.1. Classification du Lac :**

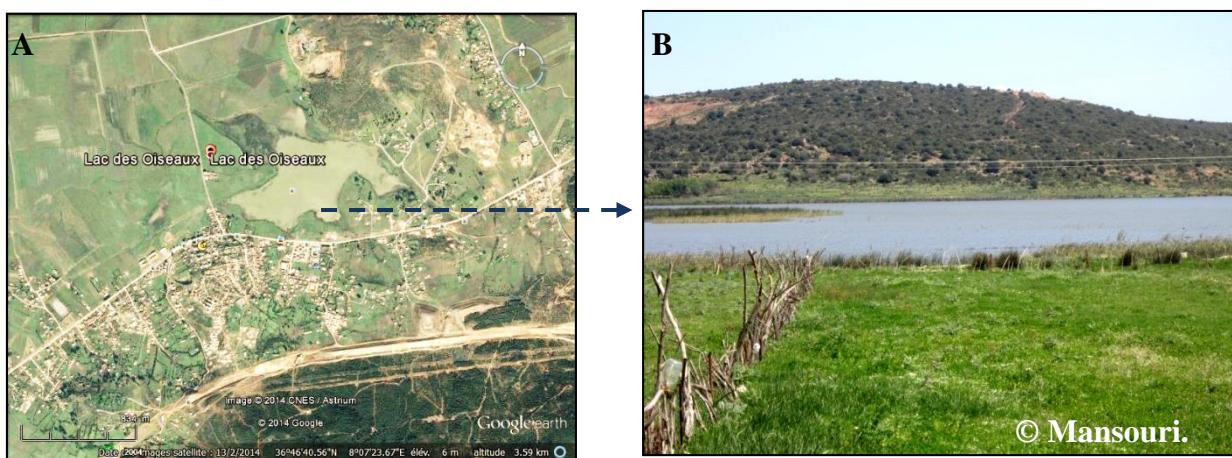
Le Lac des Oiseaux est inscrit sur la liste de Ramsar des zones humides, d'importance internationale et classé en réserve naturelle par arrêté du wali d'El Taref depuis 1999. Malgré son importance, beaucoup de facteurs défavorables menacent le Lac, comme le pompage incontrôlé et irrationnel de l'eau pour l'irrigation, rejet des eaux usées du village du Lac des Oiseaux, braconnage aléatoire, trafic routier intense à cause de la proximité du site de la RN 44. L'ancien exutoire a été mal calibré après son aménagement, de sorte que l'eau s'y écoule sans raison valable en été. On a assisté à

trois assèchement au total pour le Lac, la dernière date 1992 lorsqu'il a été utilisé en agriculture pendant l'été ([Gehu et al., 1993](#)).

### **2.1.2.2. Description du Lac :**

Le Lac des Oiseaux est une réserve naturelle située à  $36^{\circ}47'$  de latitude Nord et  $0.8^{\circ}7'$  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 Koudiet Nemlia au Nord et au Nord-est et djebel Bou Abed au Sud et au Sud-est (Fig. 5). L'appellation du Lac vient du grand nombre d'oiseaux migrateurs qui y passent l'hiver ([Samraoui et al., 1992](#)). C'est un lac d'eau douce d'une superficie de 120 hectares en période hivernale et 70 en période sèche. Son alimentation hydrologique se fait naturellement par les eaux superficielles de ruissellement du bassin versant et par les eaux souterraines. Il y a deux types de sols, le type 1 représenté par des sols saturés acides et des sols podzoliques. Le type 2 représenté par des sols des marais, occupant la partie centrale du Lac, des sols hydromorphes et des sols de prairies marécageuses.

Le Lac est entouré par des terrains agricoles familiaux, pâturages et petites agglomérations du chef lieu de la commune du Lac des Oiseaux. La permanence du Lac est expliquée par son fond sablonneux. Le Lac est sablonneux en surface et argileux en profondeur au Sud-est. Il est riche en humus et fortement argileux au Nord-ouest ([Samraoui et al., 1992](#)).



**Fig. 5 :** Situation de la zone d'étude.

**A :** Carte du Lac des Oiseaux.

**B :** Vue du Lac des Oiseaux depuis la route nationale 44.

### **2.1.2.3. Richesse floristique :**

Le Lac est entouré par des terrains agricoles, des pâturages, ainsi qu'une petite ville représentée par la commune du Lac des Oiseaux. Une large bande de Scirpes, de Typha, de Renoués et de Roseaux se trouve tout au long des rives Nord et Nord-est. Une étude datant de 1996 a permis de

recenser 31 espèces végétales appartenant à 16 familles botaniques dont 70 % hélophytes et 30 % d'hydrophytes. On a recensé une flore recouvrant l'eau libre, remarqué par la présence des Potamotes, des Myriophyles, des Ceratophyles, des Renoncules (*Ranunculus aquatilis*), *Lemna minor*, *Callitrichia pallustris*, *Myriophyllum verticillatum* et *Nymphaea alba* (Samraoui *et al.*, 1992).

#### **2.1.2.4. Richesse faunistique :**

Le Lac des Oiseaux abrite une grande diversité faunistique (oiseaux d'eau, insectes et batraciens) malgré sa taille réduite. Le Lac est un site d'hivernage d'oiseaux d'eau, ainsi qu'il représente un endroit favorable pour la nidification de l'Erismature à tête blanche *Oxyuraleucocephala*, espèce en voie de disparition sur la Liste rouge de l'IUCN, aussi, le Fuligule Nyroca, la Talève Sultane (*Porphyrio porphyrio*), la Sarcelle marbrée (*Marmaronetta angustirostris*), qui sont des espèces inscrites sur la liste rouge de l'IUCN comme espèces vulnérables et le Blangios nain (*Ixobrychus minutus*). Également, le Lac est un lieu de repos pour beaucoup d'oiseaux migrants se dirigeant vers le Sud.

Pareillement, le zooplancton au niveau du Lac constituent une richesse spécifique, tels que les crustacés, les coléoptères, les hydracariens, les oligochètes et les gastéropodes. Notamment, cinq espèces rares d'odonates ont été recensées au niveau du Lac, à savoir : *Orthetrum chrysostigma*, *Acisoma panorpoides*, *Diplacodes lefebvrii*, *Brachythemis leucosticta* et *Trithemis annulata*. Le Lac contient aussi des espèces de reptiles et de batraciens comme les tortues et les lézards. Aussi, la périphérie du Lac est fréquentée par des mammifères, tels que les renards, les sangliers, les hérissons, la mangouste. Parmi les espèces de poissons qu'on trouve au Lac, on note l'Anguille et le Mulet (Maazi, 1991).

### **2.2. Présentation du matériel biologique :**

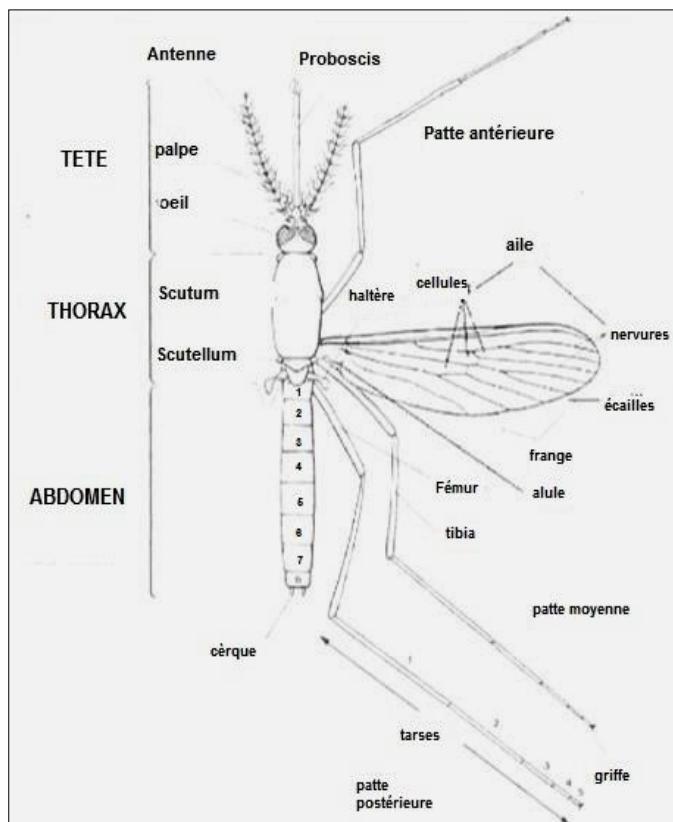
#### **2.2.1. Les Culicidae :**

Les Culicidae sont des Insectes Diptères Nématocères Holométaboles. Ils regroupent beaucoup d'espèces ectoparasites temporaires hématophages. Ils sont vecteurs de maladies épidémiques redoutables. Leur cycle de vie est représenté par des stades pré-imaginaux aquatiques, qui débutent par les œufs, les larves, les nymphes et un stade adulte aérien (Fig. 13) (Bendali-Saoudi, 2006).

##### **2.2.1.1. Position systématique :**

Règne	Animalia
Sous-règne	Metazoa
Embranchement	Arthropoda
Sous-E.	Hexapoda

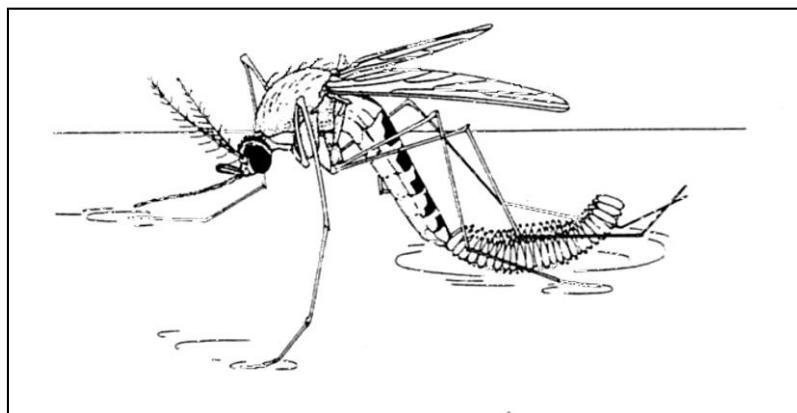
Super-classe	Protostomia
Classe	Insecta
Sous-classe	Pterigota
Infra-classe	Neoptera
Super-ordre	Endopterygota
Ordre	Diptera
Sous-ordre	Nematocera
Infra-ordre	Culicomorpha
Famille	Culicidae Meigen 1818



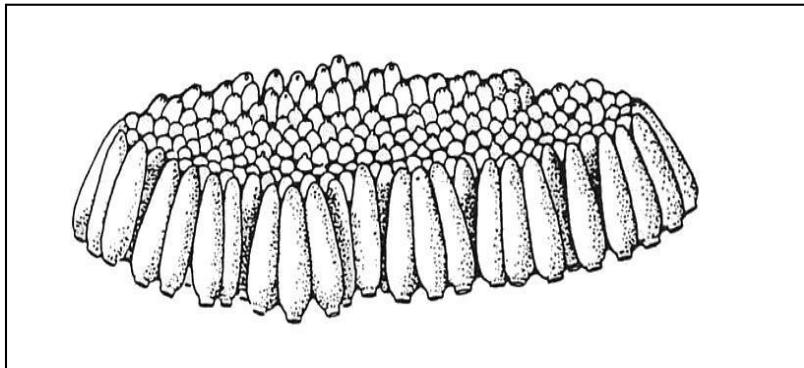
**Fig. 6 :** Schématisation générale d'un moustique adulte (O.M.S., 1973).

#### 2.2.1.2. Cycle de vie :

**Oeuf :** Les œufs sont pondus et placés en surface de l'eau, selon les espèces, ces œufs sont pondus soit isolément (Aedes, Anopheles), soit en amas (Fig. 7, 8), (Culex, Culiseta, Coquillettidia, Uranotaenia) ou bien fixés à un support végétal immergé (Mansonia, Coquillettidia) ([Bendali-Saoudi, 2006](#)). Les œufs sont très différents suivant les genres et même les espèces, ils mesurent environ 1 mm de long, blanchâtre au moment de la ponte et s'assombrissent dans les heures qui suivent. Les nacelles mesurent 3-4 mm de long et 2-3 mm de large, l'éclosion se produit environ 24h à 48h après l'oviposition ([Kettle, 1995](#)). Les œufs flottent à la surface de l'eau soit du fait des phénomènes de tension superficielle, ou bien suite à la présence de flotteurs comme chez les Anophèles, ce qui les rend insubmersibles ([Bendali-Saoudi, 2006](#)).



**Fig.7 :** Ponte de *Culex* (Cachereul, 1997).



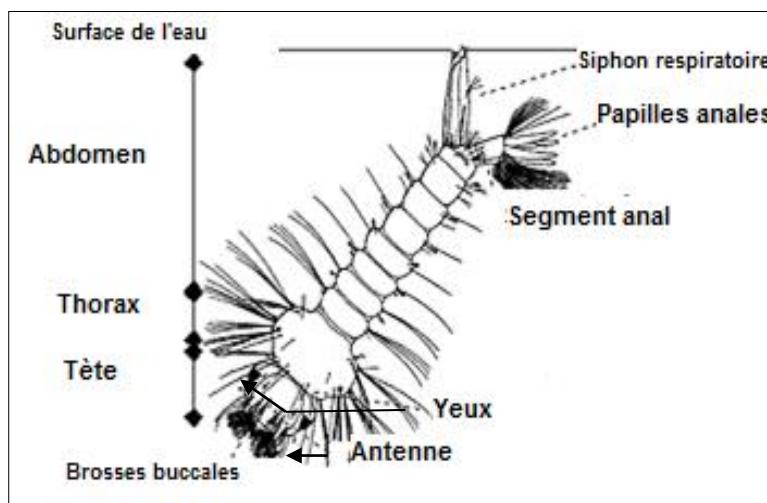
**Fig. 8 :** Lot d'œufs de *Culex sp* (Cachereul, 1997).

**Larve :** Les larves aquatiques sont très mobiles, elles respirent à l'aide d'un siphon, perçant la surface de l'eau chez le genre *Culex* (Fig. 9), *Aedes* et autres se nourrissent de particules de matières organiques. Leur corps est formé par un long abdomen, un thorax et une tête d'une forme globuleuse (Fig. 10). Les larves de moustiques de certaines espèces peuvent être sensibles à la privation de nourriture, juste après éclosion, la larve néonate est capable de se nourrir de très petite quantité ([Furumivuz & Rudnick, 1978](#)). Le développement larvaire dure entre 7 et 12 jours, les larves subiront 3 mues avant de se transformer en nymphe. Au cours de ces mues, la tête de la larve va grossir de 50% à chaque mue. Les larves du quatrième stade ne se nourrissent pas, puis muent en nymphes ([Bussieras & Chermette, 1991; Cachereul, 1997](#)).



**Fig. 9 :** Vue d'ensemble de cinq larves.

(<http://www.eid-rhonealpes.com/cycle.htm>).



**Fig. 10 :** Structure de la larve de Culicidae.

(<http://www.eid-rhonealpes.com/cycle.htm>).

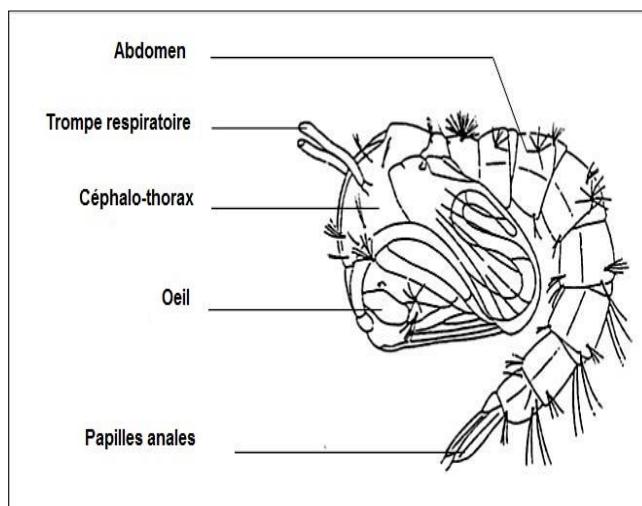
**Nymphé :** La larve du quatrième stade se transforme en nymphe. La tête et le thorax sont fusionnés et forment un volumineux céphalothorax, qui s'étend pour former un abdomen étroit recourbé sous forme de virgule (Fig. 11, 12) ([Bendali-Saoudi, 2006](#)). À la fin du quatrième stade larvaire, on peut apercevoir la majorité des éléments nymphaux sous la cuticule ([Snodgrass, 1959](#)). La nymphe est aquatique et respire l'air atmosphérique à l'aide de deux trompettes respiratoires. L'extrémité abdominale de la nymphe est aplatie en palettes ou nageoires. La nymphe ne se nourrit pas. Il s'agit d'un stade de transition vers l'adulte durant lequel l'insecte subit de profondes transformations physiologiques et morphologiques. Le stade nymphal dure de 2-5 jours. Au début, la nymphe est très mobile, après, elle finit par s'immobiliser à la surface de l'eau ([Wall & Shearer, 1992](#)). L'imago se dégage progressivement en se gonflant d'air pour s'envoler, après un temps nécessaire au déplissage

des ailes et des pattes sous l'effet de l'augmentation de la pression de l'hémolymphé (Bussieras & Chermette, 1991 ; Kettle, 1995).



**Fig. 11 :** Vue en profil de la nymphe.

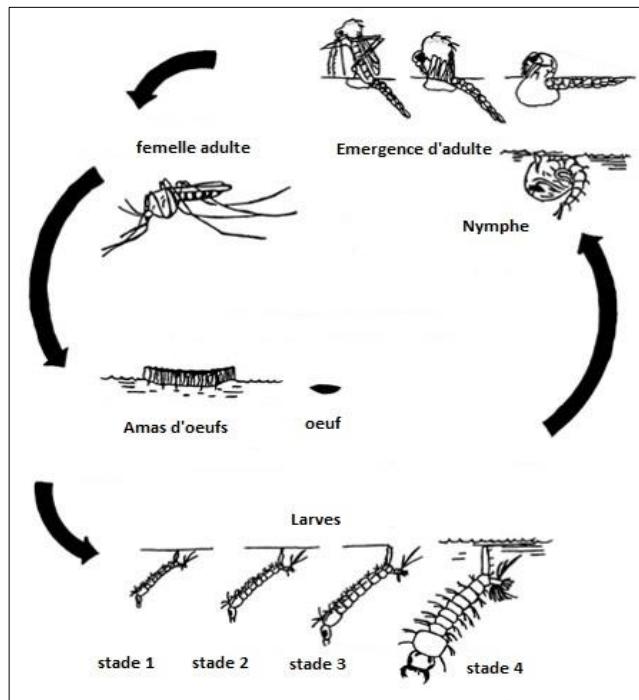
(<http://www.eid-rhonealpes.com/cycle.htm>).



**Fig. 12 :** Structure schématique de nymphe de *Culex sp* (Cachereul, 1997).

**Adulte :** Le moustique adulte a un corps allongé, de 5 à 20 mm de long (Rodhain & Perez, 1985), leur taille varie selon les genres et les espèces. Le corps comporte trois parties : la tête, le thorax et l'abdomen (Fig. 6). La tête comporte divers organes comme les yeux, les antennes, et des pièces buccales de type piqueur suceur (la trompe). Les antennes portent à leur base des verticilles de soie, celles-ci sont longues et nombreuses chez le mâle (antennes plumeuses), tandis qu'elles sont courtes et rares chez la femelle (antennes glabres) (Brunhes, 1970). En effet, les mandibules et les maxilles sont très peu développées (Rodhain *et al.*, 1985). Ils sont menés de deux palpes maxillaires qui sont situés de part et d'autre de la trompe. Le thorax est formé de trois métamères fusionnés, sur lequel s'insèrent les pattes, ainsi qu'une paire d'ailes. L'abdomen est constitué de 10 segments, les sept premiers sont distincts, les trois derniers sont peu distincts et portent les appendices génitaux, les genitalia mâles et

femelles, les adultes ont une durée de vie variable allant d'un, à six mois et assurent la reproduction (Bendali-Saoudi, 2006).



**Fig. 13 :** Cycle de vie d'un moustique (modifié).

(<http://www.wumcd.org/mosquito/lifecycle.html>)

#### 2.2.1.3. Échantillonnage :

La capture des moustiques se fait à l'aide des tubes à essais, ainsi que les gobelets en plastique lorsqu'il s'agit de caves chargé de moustiques, dans la région de Sidi Ammar. Les adultes sont mis immédiatement dans des cages de 20x20x20 cm, avec une réserve de nourriture de raisin sec, suspendue à l'intérieur des cages et un récipient contenant de l'eau pour la collecte des œufs.

#### 2.2.1.4. Élevage des Culicidae :

Les adultes de moustiques ont été maintenus dans des cages jusqu'à la ponte. Les œufs ont été élevés au laboratoire dans des boîtes en plastique remplies d'eau déchlorée. Les larves sont nourries d'une poudre d'un mélange de 75% de biscuit et de 25% de levure chimique et d'algues de poisson, dont la quantité varie selon des différents stades, mais qui ne dépasse pas 0,4g. L'élevage a été réalisé sous une température comprise entre 30-35C° et une photopériode de 12h, jusqu'au quatrième stade (Bendali-Saoudi, 1989).



**Fig. 14 :** Cages d'élevage de moustiques.



**Fig. 15 :** Boîtes d'élevage de moustiques.

#### **2.2.1.5. Montage et identification :**

Les lots obtenus à la ponte ont été isolés dans des récipients, les larves atteignant le quatrième stade, subissent une identification systématique. Les larves sont immergées dans une solution de NaOH 10% pendant 24-72h, qui rend la chitine transparente et détruit les tissus internes, attachés aux cuticules. Ensuite, les larves sont placées sur la lame porte-objet dans une goutte de glycérine, ensuite couvertes de lamelles fixées à l'aide du vernis à ongle. La systématique des Culicidae a concerné les adultes et les larves (L4), et a été étudiée à l'aide d'un logiciel d'identification, Moustique d'Europe ([Schaffner et al., 2001](#)).

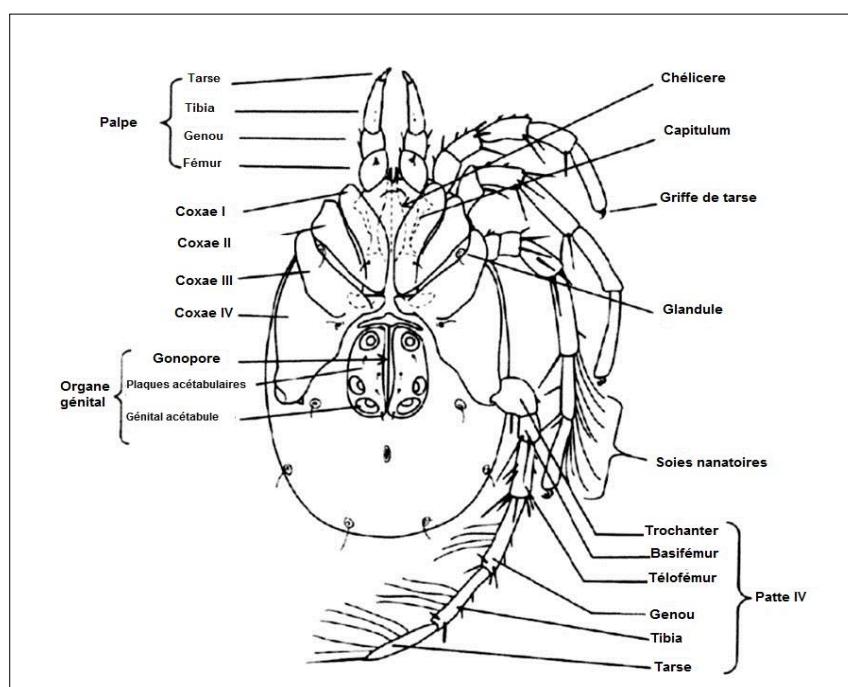
## 2.2.2. Les hydracariens :

Les hydracariens, également appelé Hydrachnellae, Hydracarina, ou Hydrachnidia, représentent le groupe le plus important des arachnides d'eau douce. Se sont des Chélicérates de la classe des Arachnides, ils représentent 6 000 espèces décrites (Walter *et al.*, 2009). Ils occupent les milieux aquatiques, voir les marécages, les piscines temporelles, les lagunes, aussi, ils sont généralement trouvés dans la zone du littoral, ainsi que dans le benthos des lacs (Viets, 1987 ; Di Sabatino *et al.*, 2000 ; Smith *et al.*, 2001; Walter *et al.*, 2009). Les Hydracariens effectuent leur cycle de développement par stases, avec un passage larvaire souvent obligé sur un hôte invertébré d'insecte aquatique ou semi-aquatique, afin d'accomplir leur cycle de vie (Fig. 21) (Smith & Cook, 1991).

### 2.2.2.1. Position systématique :

Selon Williams et Feltmate (1992):

Super E.	Arthropoda
Embranchement	Entoma
Sous E.	Chelicerata
Classe	Arachnida
Sous classe	Acari
Ordre	Acariformes
Sous ordre	Prostigmata
Groupe	Parasitengona
Sous-groupe	Hydrachnidia



**Fig. 16 :** Face ventrale d'une femelle adulte *Limnesia* (Proctor, 2006).

## 2.2.2.2. Cycle de vie :

**Œuf** : Ils sont d'une forme sphérique (Fig. 17), pondus par les femelles sur les substrats flottants en surface de l'eau, comme les branches et les feuilles de plantes, ou même sur les roches en contact avec l'eau (Fig. 18) (Smith *et al.*, 2001). Ils sont entourés par une paroi vitelline, qui est sécrétée en deux étapes par l'ovocyte, ayant une structure mousseuse (Witaliński, 2009). Chaque femelle fécondée pond 30 à 50 œufs fixés sur un support (Peyrusse & Bertrand, 2001). Aux conditions de laboratoire, les éclosions peuvent atteindre jusqu'à 20 jours ou plus après la ponte, sous une température ambiante, de 25 à 28 °C. Certaines espèces d'hydracariens disparaissent souvent du milieu aquatique au printemps après la reproduction et la ponte (Peyrusse & Bertrand, 2001).

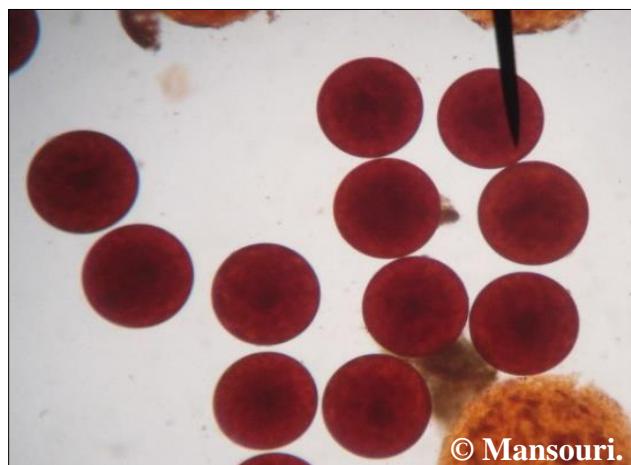


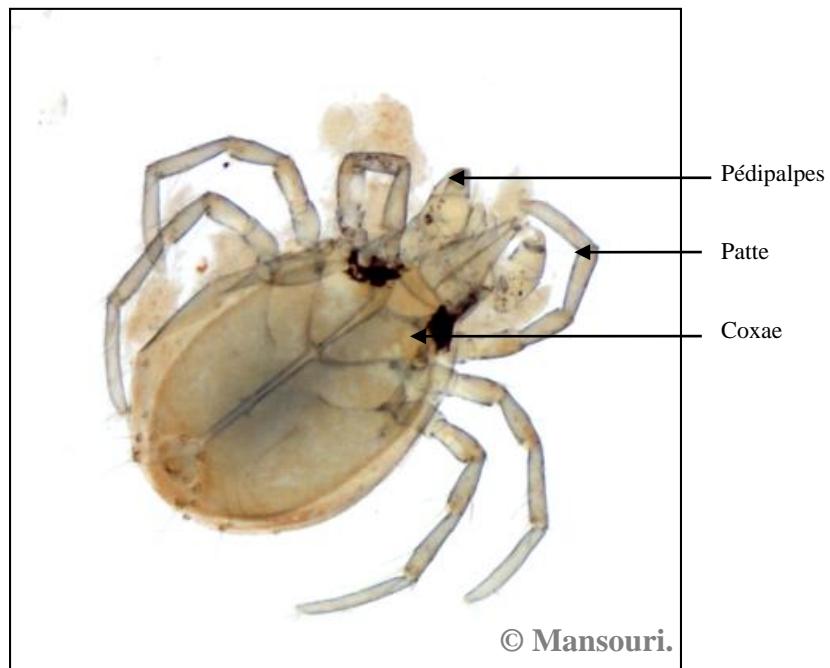
Fig. 17 : Œufs de Pionidae (Agr. 2,1x10<sup>2</sup>).



Fig. 18 : Dispersion des œufs d'hydracariens au niveau du Lac des Oiseaux.

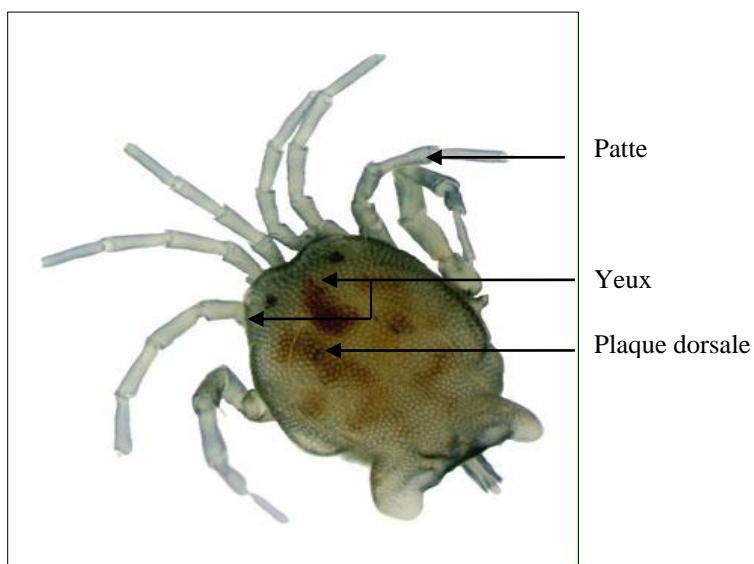
**Larve** : Les œufs se développent en larves hexapodes à vie aériennes (Fig. 19). Après l'éclosion, les larves de la plupart des hydracariens cherchent des larves d'insecte ou des chrysalides, et s'attachent aux adultes à vie semi-aquatique au niveau des pattes, du pronotum ou des ailes, pendant qu'elles émergent, ainsi, la plupart des espèces d'hydracariens passent par un stade larvaire ectoparasite, qui

ont pour hôtes différents ordres d'insectes (Ewing, 1949 ; Robaux, 1974 ; Smith & Oliver, 1986 ; Smith, 1988 ; Smith & Cook, 1991 ; Shatrov, 2000 ; Smith *et al.*, 2001; Shatrov & Kudryashova, 2006). Ainsi, ce phénomène contribue à la dispersion des hydracariens (Gledhill, 1985).



**Fig. 19 :** Larve de Pionidae (Agr.  $1,9 \times 10^2$ ).

**Nymphé :** La phase nymphale se caractérise par trois stases. La protonymphé et la tritonymphé qui sont des « calyptostases », lors desquelles on assiste à la perte de mobilité. La deutonymphé, qui est la phase active et libre. La deutonymphé se développe en taille et ayant un potentiel prédateur, car elle se nourrit d'insectes aquatiques, c'est une étape dans laquelle la nymphe ressemble à l'adulte, mais qui n'est pas sexuellement matures (Fig. 20) (Peyrusse & Bertrand, 2001). Après, la deutonymphé se transforme en tritonymphé, pendant ce temps, elle se transforme en adulte sexuellement mature.

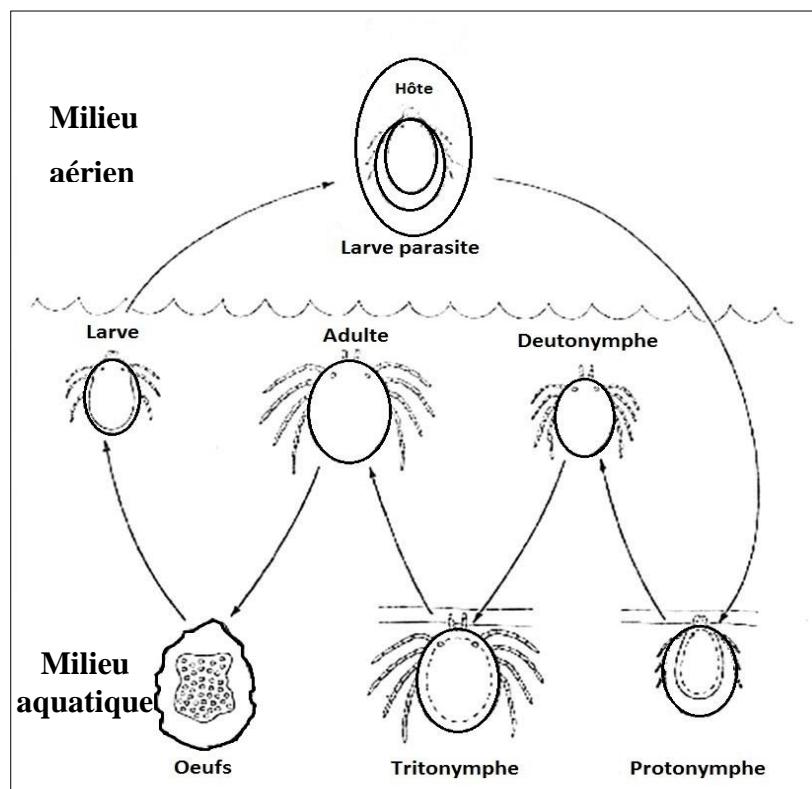


**Fig. 20 :** Nymphé d'Arrenurus.

([http://www.fcps.edu/islandcreekes/ecology/water\\_mite.htm](http://www.fcps.edu/islandcreekes/ecology/water_mite.htm))

**Adulte:** Ils mesurent de quelques microns à quelques millimètres, d'un corps globuleux, parfois aplati ou bien allongé. Ils sont parfois très colorés. La morphologie des hydracariens est divisée en deux parties principales, le gnathosoma et l'idiosoma (Fig. 16). Le gnathosoma est un complexe des structures trophiques et sensorielles composées de capsule sclérifiée (capitulum) et de deux paires d'appendices (palpes et chélicères), les yeux sont foncés et situés sur la marge antérieure du corps. La bouche est située à l'extrémité d'un rostre bordée par une paire de palpes. L'idiosoma est caractérisé par la présence de la série de glandes défensives. Le côté ventral inclut quatre paires de plaques coxales (coxae) qui sont les points d'insertion des pattes, la partie génitale et l'ouverture du système excréteur. Les quatre paires de pattes des adultes, sont formés de six segments et soutiennent généralement une paire de griffes terminales. Les individus adultes présentent un grand potentiel prédateur, pour beaucoup d'insecte aquatiques, comme les larves de Culicidae (Gliwicz & Biesiadka, 1975 ; Riessen, 1982b ; Smith, 1983 ; Smith & McIver, 1984b ; Butler & Burns, 1991; 1993 ; Proctor, 1997 ; Peyrusse & Bertrand, 2001).

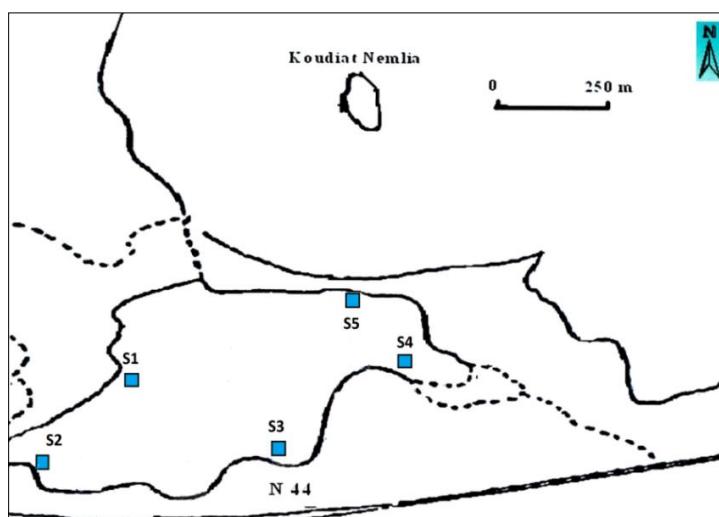
Les adultes assurent la reproduction, l'accouplement se fait par le transfert de la semence du mâle entourée du spermatophore à la femelle qui l'insère dans son pore génital pour féconder les œufs.



**Fig. 21 :** Cycle biologique des hydracariens (modifié) (Smith, 1976).

### 2.2.2.3. Échantillonnage :

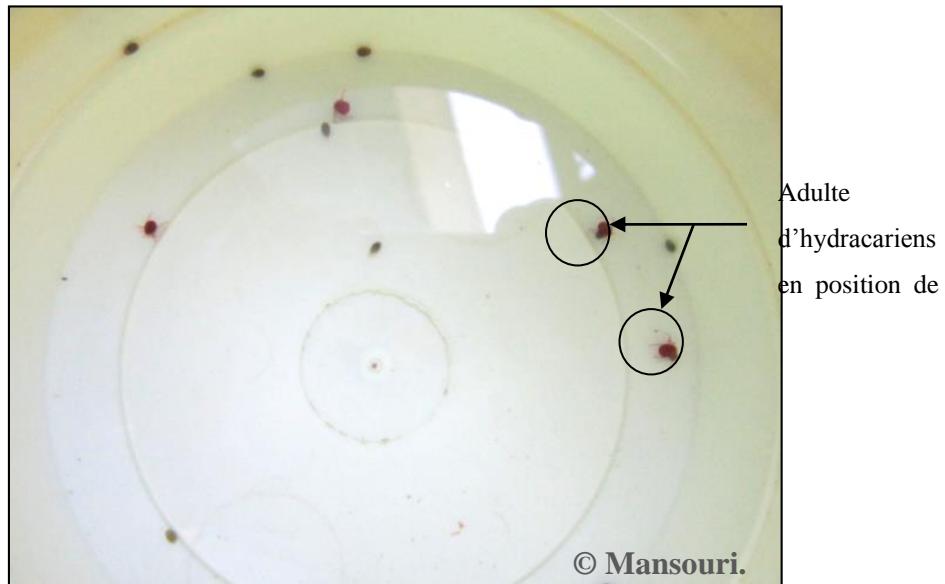
Selon la méthode suivie par [Usseglio-Polatera et al., \(2007\)](#) et adopté selon le milieu de vie, le prélèvement des hydracariens dans leur milieu de vie s'effectue à l'aide des filets à mains de petites mailles (0,5-1mm), à partir des différents gîtes prospectés dans la région de Sidi Ammar, d'El taref. Au niveau du Lac des Oiseaux un prélèvement annuel a été réalisé débutant du mois de Juillet 2012 jusqu'au Juin 2013. L'échantillonnage a été fait afin de mieux connaître la distribution de ces espèces au sein du Lac. La capture des individus a été réalisée en faisant le tour complet du Lac. Pour faire le tri, on met toute la faune dans des récipients et on sépare les espèces d'hydracariens. On dénombre les individus trouvée dans chaque sortie pendant les 12 mois d'étude (Fig. 22). La faune prélevée est ensuite mise dans des récipients remplis d'eau de gîte, afin de séparer et trier les individus ([Bendali-Saoudi, 2006](#)).



**Fig. 22 :** Localisation des cinq stations d'étude (modifiée) (Samraoui *et al.*, 1992).

### 2.2.2.4. Élevage :

Les individus d'hydracariens ont été maintenus au laboratoire pour la stabulation, dans des boites en plastique remplies d'eau déchlorée, sous une température ambiante de 25-27°C. Les hydracariens ont été nourris par le benthos et la faune trouvés dans le gîte (Fig. 23).



**Fig. 23 :** Élevage des hycracariens au laboratoire.

#### 2.2.2.5. Montage et identification :

Afin de déterminer le genre et l'espèce des individus d'hydracariens récoltés dans les différents gites, on doit procéder au montage sur lame.

- Mettre les bestioles dans du NaOH 10% pendant 24h à 72h.
- Rinçage à l'eau distillée.
- Montage des préparations sur lame dans une goutte de glycérine et couvrir d'une lamelle, fixée par le vernis à ongle.
- Observation au microscope à différents grossissements.

Les espèces d'hydracariens ont été identifiées à partir des clés dichotomiques de [Smith \(1976\)](#) et [Cook \(1974\)](#).

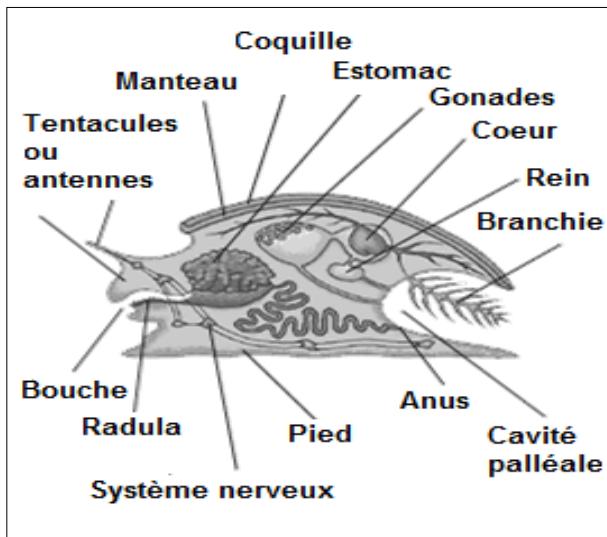
#### 2.2.3. Les Physidae :

Les Physidae sont des gastéropodes d'eau douce, ils occupent une large variété des milieux aquatiques. Ils sont hermaphrodites, et se trouvent dans une grande variété d'habitats d'eau douce dans le monde entier. Ils présentent une grande variété de paramètres du cycle de vie qui peuvent être affectés par plusieurs facteurs climatiques, le type d'habitat, ainsi que la présence des prédateurs ou des parasites. En outre, ces espèces autofécondantes sont classiquement considérées comme de bonnes colonisatrices selon la loi de [Baker \(1955\)](#). Ces espèces ont une grande capacité de reproduction et peuvent atteindre entre 1 et 3 générations par an.

##### 2.2.3.1. Position systématique :

Règne	Animalia
Embranchement	Mollusca
Classe	Gastropoda

Sous-classe	Pulmonata
Super-Ordre	Basommatophora
Ordre	Hygrophila
Sous-ordre	Branchiopulmonata
Infra-ordre	Planorboinei
Super-famille	Physoidea
Famille	Physidae Fitzinger 1830



**Fig. 24 :** Anatomie interne d'un escargot.

(<http://www.mer-littoral.org/14/mollusques.php>)

### 2.2.3.2. Cycle biologique :

**Oeuf:** Les adultes pondent des œufs en masses molles sur les roches en forme de croissant, avec un nombre d'œufs de 7-50 ou de 7-53 (Fig. 25) (Beran, 2002 ; Glöer, 2002), dans les capsules gélatineuses. Les œufs peuvent atteindre environ 0,6 mm de diamètre (Dillon & Herman, 2009). La température affecte fortement le rythme de leur cycle de vie, des températures plus chaudes permettent une croissance plus rapide, mais dans des conditions de laboratoire, l'éclosion se fait après environ 7 jours d'incubation, les embryons accomplissent leurs stades larvaires dans l'œuf et apparaissent comme de minuscules escargots décortiqués (Dillon & Herman, 2009).



**Fig. 25 :** Amas d'œufs de Physidae.

(<https://gastropods.wordpress.com/>)

**Adulte:** Les populations de Physidae murissent en 6 à 8 semaines. Une fois adultes, la plupart des individus des espèces matures se reproduisent dans les 9-15 mois, mais dans les régions chaudes, peuvent remplir plus d'une génération par an. Ils peuvent stocker leur allosperme pour de très longues périodes de temps (Wethington & Dillon, 1991, 1997). Dans les conditions de laboratoires, chaque adulte portant 50 – 100 œufs par semaine (Wethington & Dillon, 1993). Cependant, ils s'autofécondent avec succès, car les femelles gardent des réserves d'allosperme (Dillon *et al.*, 2005a).

#### 2.2.3.3. Échantillonnage :

D'après la méthode inspiré par Usseglio-Polatera *et al.*, (2007), le choix des stations de prélèvement, ainsi que le matériel adéquat, a été choisi afin d'échantillonner une masse de macro-invertébrés. Un échantillonnage a été réalisé donc par filets à mains de mailles de 1-2 mm, et un tri d'espèces a été fait au laboratoire.

#### 2.2.3.4. Élevage :

Les individus d'escargot ont été maintenus au laboratoire pour la stabulation, dans des boites en plastique remplies d'eau déchlorée, sous une température ambiante de 25-27°C. Les gastéropodes ont été nourris par le détritus des herbes du gîte.

#### 2.2.3.5. Identification des espèces :

L'identification a été réalisée selon les guides de Burch (Burch & Tottenham, 1980 ; Burch, 1982, 1988 ; Burch & Yung, 1992) et adopté par Turgeon *et al.*, (1998).

### **2.3. Étude morphométrique :**

La connaissance de la biologie d'une espèce est indispensable à sa gestion rationnelle dans son milieu de vie. Pour cela on a procédé à effectuer une étude morphométrique (Biométrie) de l'espèce d'hydracariens la plus abondante au niveau du Lac des Oiseaux. L'étude morphométrique a été effectuée pour les espèces d'*Eylais hamata* mâles et femelles à raison de vingt individus pour chaque sexe. Après montage sur lame, les individus adultes mâles et femelles d'hydracariens, subissent des mensurations de la longueur et la largeur des structures morphologiques suivantes : corps entier, gnathosome, plaque oculaire (œil droit et gauche, pont oculaire), quatre coxae droits, quatre pattes droites (six segment), le pédipalpe droit (cinq segments). Les mesures ont été réalisées sous microscope (LEICA ICC50 HD) à différents grossissements.

### **2.4. Présentation de l'insecticide :**

#### **2.4.1. Découverte et utilisation du *Bti*:**

Le *Bacillus thuringiensis* a été isolé dans un étang stagnant situé dans le désert de Negev de l'Israël ([Goldberg & Margalit, 1977](#)), plus tard, ce microbe pathogène a été identifié comme un nouveau sérotype *B. thuringiensis*, nommé *israelensis* ou H14. Le *Bti* s'est avéré毒ique pour un large spectre d'espèces de moustiques ([De Barjac, 1978a](#)), ainsi que les diptères et les mouches noires. Le *Bti* a été utilisé sous plusieurs formes commerciales. Les produits commerciaux à base de *Bti* se présentent généralement sous quatre grands types : les poudres (Fig. 26), les granules, les briquettes et les liquides. Le choix de la formulation à employer dépend de l'insecte visé par le contrôle, du type d'environnement à traiter et de son accessibilité, et de la persistance de l'effet toxique visée par l'applicateur.



**Fig. 26 :** Le *Bacillus thuringiensis israelensis* sous forme de poudre.

#### **2.4.2. Position systématique du *Bti* :**

Le *Bacillus thuringiensis* est un gram positif, les spores formant la bactérie, ont souvent les propriétés insecticides. La position systématique selon Berliner 1715 de la bactérie est la suivante :

Embranchement	Fermicutes
Sous-E.	Eubacterie
Classe	Bacilli
Ordre	Bacillales
Famille	Bacillaceae
Genre	Bacillus
Espèce	<i>Bacillus thuringiensis</i>
Sous-espèce	<i>Bacillus thuringiensis israelensis</i> Berliner 1715

#### **2.4.3. Cycle biologique de la bactérie :**

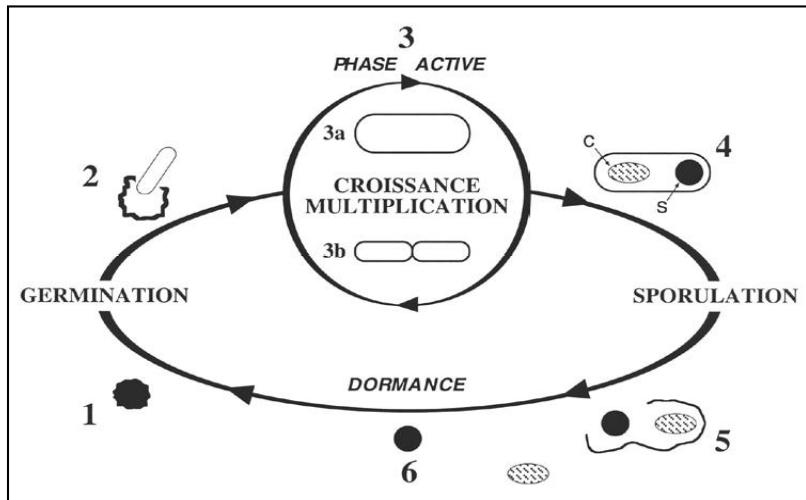
Le cycle comporte les phases suivantes :

**La phase de germination :** Nécessite la Réhydratation de la spore avec la production de la cellule végétative.

**Phase active:** C'est la multiplication des cellules végétatives, chaque cellule se divise en deux cellules génétiquement identiques. La bactérie entre en phase stationnaire lorsque le milieu devient pauvre en nutriments indispensables et, s'engage alors dans le processus qui mène à la formation des spores, qui subissent des modifications physiologiques et biochimiques afin de former des protéines cristal.

**Phase de sporulation:** Les cellules bactériennes s'éclatent et libèrent les spores formés lors des conditions défavorables.

**Phase de dormance:** La résistance aux conditions défavorables (Alimentation, température, pH) par les spores, permet de reprendre le cycle biologique par la transformation des spores en de nouvelles cellules bactériennes ([Honnée & Visser, 1993](#); [Margalit & Ben-Dov, 2000](#)).

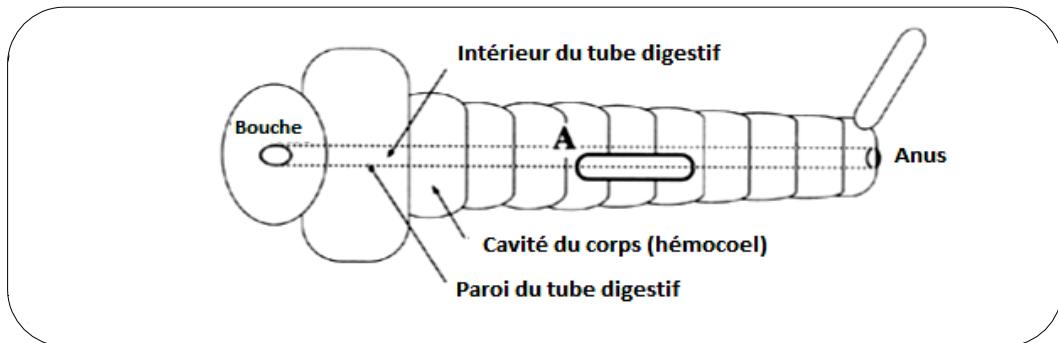


**Fig. 27 :** Schématisation d'un cycle vital du *Bacillus thuringiensis* (Boisvert & Lacoursière, 2004).

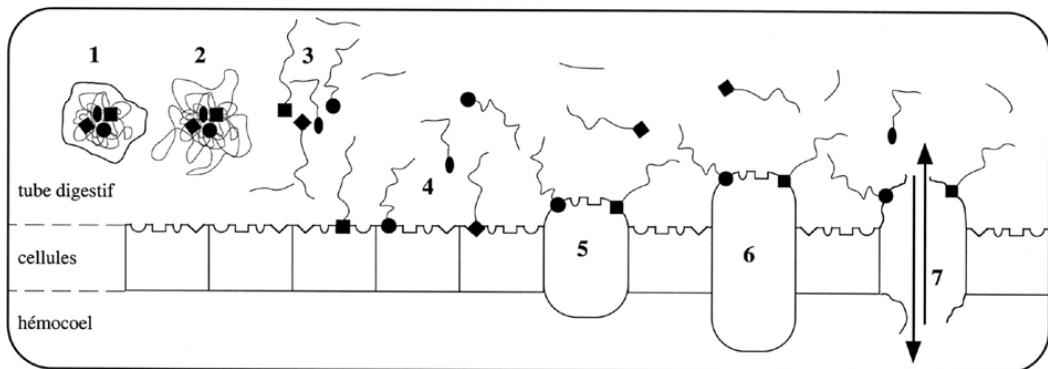
- 1) Germination 1: réhydratation de la spore.
- 2) Germination 2: production de la cellule végétative.
- 3) Croissance et multiplication des cellules végétatives.
- 4) Sporulation : formation de la spore (s) et de l'inclusion cristalline (c).
- 5) Lyse : éclatement de la cellule végétative et libération de la spore et de l'inclusion cristalline.
- 6) Période de dormance : la spore résiste aux conditions défavorables.

#### 2.4.4. Mode d'action :

Le *Bti* est connu pour sa biodégradation et sa spécificité pour les espèces ciblées ainsi que son mode d'action qui s'avère typique. Quand les protéines de *Bti* sont ingérées par des larves de moustique, les inclusions cristallines sont partiellement dissoutes dans le liquide alcalin de l'intestin moyen, libérant ainsi de longues chaînes de protéines qui sont les différents précurseurs des toxines, nommées protoxines ou  $\delta$ -endotoxine (Larget & de Barjac, 1981 ; Charles & de Barjac, 1982 ; Chilcott et al., 1983). Ces longues chaînes de protéines sont par la suite sectionnées par des enzymes (les protéases) pour produire de petites molécules qui sont les segments toxiques, dénommés les «toxines». Après la libération des segments toxiques par le liquide alcalin et les enzymes intestinales, ces molécules se fixent sur des récepteurs spécifiques présents sur les membranes des cellules épithéliales de l'intestin moyen, afin d'immobiliser les toxines sur la membrane de ces cellules (Honée & Visser 1993). Par la suite, provoquées par le déséquilibre biochimique induit par l'activité des toxines, les cellules affectées se gonflent et éclatent, causant la perforation de la paroi du tube digestif (Charles & de Barjac 1983). Ceci provoque le passage du suc digestif dans la cavité corporelle de l'insecte et le mouvement inverse de l'hémolymphe, provoquant ainsi la mort de la larve (Fig. 28 ; 29) (Gill et al., 1992 ; Bauer, 1995).



**Fig. 28 :** Schéma du corps de moustique (Boisvert & Lacoursière, 2004).



**Fig.29 :** Représentation schématique du mode d'action des cristaux de *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* sur une larve de moustique (Boisvert & Lacoursière, 2004).

- 1) Dissociation des cristaux dans le liquide alcalin du tube digestif.
- 2) Libération des longues chaînes de protéines.
- 3) Sectionnement des chaînes de protéines par les enzymes afin de produire les segments toxiques.
- 4) Fixation des enzymes sur les récepteurs spécifiques.
- 5) Gonflement des cellules affectées.
- 6) Éclatement des cellules affectées.

## 2.5. Les Plantes :

### 2.5.1. *Myrtus communis* L. :

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. 30). Il se distribue en Europe, en Afrique du Nord et en Asie occidentale. De diverses activités biologiques ont été attribuées au *M. communis* L., il est antifongique (Curini, 2003 ; Mohammadi, 2008), avec des propriétés insecticides (Traboulsi *et al.*, 2002 ; Ayaz *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 parasitème 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).

### 2.5.1.1. Position systématique :

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Embranchement	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Myrales
Famille	Myrtaceae
Genre	Myrtus
Espèce	<i>Myrtus communis</i> Linné 1753



**Fig. 30 : *Myrtus communis* L.**

(<http://en.wikipedia.org/wiki/Myrtus>)

### 2.5.1.2. Formule chimique :

Les composants chimiques principaux du myrte sont les Tanins (14 %) et les dérivés phénoliques: gallotannins, acide gallique et acide ellagique, catéchine, myricétol 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 alpha-pinène,

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).

### **2.5.2. *Eucalyptus camaldulensis* :**

L'*Eucalyptus camaldulensis* appartient à la famille 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. 31). 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.

#### **2.5.2.1. Position systématique :**

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Rosidae
Ordre	Myrales
Famille	Mytraceae
Genre	<i>Eucalyptus</i>
Espèce	<i>Eucalyptus camaldulensis</i> Dehnh 1832



**Fig. 31 : *Eucalyptus camaldulensis*.**

### **2.5.2.2. Formule chimique :**

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](#)).

### **2.5.3. *Nerium oleander* L. :**

Le *Nerium oleander* L., appelé communément Laurier rose, est un arbuste de la famille des Apocynacées qui pousse dans le bassin méditerranéen, l'Asie mineure, l'Inde et le Japon. Le Laurier rose est un arbuste d'environ 2 m de hauteur dont les fleurs blanches, jaunes, rouges et de diverses nuances de rose s'épanouissent de Mai à Octobre. Son feuillage vert foncé est allongé et persistant. Les fleurs simples, doubles ou triples s'épanouissent en été, de Juin à Octobre (Fig. 32).

Le Laurier rose est une plante toxique, toutes ses parties sont très toxiques, à cause de la présence d'hétérosides cardiotoniques. Le composé le plus caractéristique du Laurier rose est l'oléandrine, un hétéroside à structure stéroïdique. Son utilisation insecticide a été aussi démontrée pour *Lymantria dispar*, sous l'effet de l'inhalation de la sève du Laurier rose ([kerris et al., 2008](#)).

#### **2.5.3.1. Position systématique :**

Règne	Plantae
Embranchement	Spermatophyta (Angiospermae)
Classe	Dicotyledones
Ordre	Gentianales
Famille	Apocynaceae
Genre	Nerium
Espèce	<i>Nerium oleander</i> Linné1753



© Mansouri.

**Fig. 32 : *Nerium oleander* L.**

#### **2.5.3.2. Formule chimique :**

L'Oléandrine  $C_{10}H_{16}O_4$  est parmi les composés les plus actifs dans le *Nerium oleander*. C'est un membre de la famille des stéroïdes cardénolides, c'est un hétéroside vénéneux présent dans les feuilles, du Laurier rose (*Nerium oleander*). C'est Wilhelm Neumann (né en 1898, Professeur à Wurzbourg) qui a travaillé entre autres sur la chimie des substances extraites du Laurier rose (ou oléandre) et qui a établi que l'Oléandrine était un trait d'union entre les poisons cardiaques stéroïdiques végétaux et animaux (venin de crapaud). L'Oléandrine et ces dérivés sont présents dans toutes les parties du Laurier rose (feuilles, fleurs, sève-latex, bois, racines), leur quantité est variable dans le temps et en fonction des conditions de culture. L'Oléandrine est soluble dans l'eau et est présente dans la fumée quand on brûle du laurier rose même sec.

#### **2.6. Test de toxicité :**

##### **2.6.1. Traitement au *Bti*:**

###### **2.6.1.1. Test de toxicité du *Bti* à l'égard des larves de *Culex pipiens* :**

La méthodologie des tests de toxicité a été inspirée de la technique des tests de sensibilité normalisés par l'Organisation Mondiale de la Santé, adopté pour tester la sensibilité des insecticides utilisés dans la lutte vis-à-vis les larves de moustiques (OMS, 1963). Une solution mère de l'insecticide a été préparée à partir de 0,5 mg dans 200 ml d'eau distillée. Des lots de 20 individus de *Culex pipiens* L4 ont été traités séparément par le *Bti* par différentes concentrations, 0,002 µg/ml, 0,003 µg/ml, 0,005 µg/ml, 0,011 µg/ml. Trois répétitions ont été utilisées, dont chacune associée à un témoin. Les CL50 et 90 sont calculées pour les trois temps, 24, 48, et 72h.

### **2.6.1.2. Effet du *Bti* à l'égard des espèces non ciblées : *Eylais hamata*, *Piona uncata* et *Physa marmorata* :**

Le traitement par le *Bti* a été réalisé dans des boîtes rondes en plastique d'un diamètre de 10 cm ,7cm de hauteur, remplies d'eau déchlorée. La CL50: 0,004 µg/ml (24h) a été appliquée sur les espèces non ciblées (hydracariens et gastéropodes). Pour chaque concentration, 3 répétitions et 3 témoins ont été réalisés. Chaque test comporte 20 individus. Les mortalités ont été enregistrées après 12 jours de traitements.

### **2.6.2. Traitements aux plantes :**

#### **2.6.2.1. Préparation des extraits aqueux :**

La matière végétale utilisée est le feuillage des trois plantes, le *Myrtus communis* L., l'*Eucalyptus camaldulensis* et le *Nerium oleander* L., les feuilles des trois plantes sont séchées à l'étuve à 40°C, pendant trois ou quatre jours, ensuite, elles sont broyé au mixeur jusqu'à sa réduction en poudre (Mordue & Blackwell, 1993). Une quantité de 100g de chaque plante est ajoutée à 100 ml d'eau distillée préalablement portée à ébullition, puis laisser refroidir avec agitation pendant 15 min. Le mélange obtenu est filtré à l'aide du papier filtre. Le filtrat récupéré est ensuite utilisé pour les traitements de toxicité (Fig. 33).



**Fig. 33 : Préparation des extraits aqueux de plantes.**

#### **2.6.2.2. Estimation des quantités du résidu sec :**

Afin d'obtenir une estimation exacte et logique de la quantité de la matière végétale dissoute 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'estimer la concentration exacte des résidus secs de la matière végétale dans l'eau en g/ml.

### **2.6.2.3. Test de toxicité des extraits aqueux à l'égard des larves de *Culex pipiens* :**

La méthodologie des tests de toxicité a été inspirée de la technique des tests de sensibilité normalisés par l'Organisation Mondiale de la Santé, adopté pour tester la sensibilité des insecticides utilisés dans la lutte vis-à-vis les larves de moustiques ([OMS, 1963](#)).

À partir du filtrat récupéré de chaque préparation des trois plantes, quatre concentrations ont été testées sur les lots du quatrième stade larvaire de *Culex pipiens*. Les tests sont réalisés dans des boîte ronde en plastique de diamètre 10 cm et 7 cm de hauteur, contenant chacune 200 ml d'eau déchlorée et 20 larves. Trois répétitions ont été effectuées, avec les témoins associés. Les taux de mortalité ont été évalués après 24h, 48h et 72 h (Fig. 34). Les concentrations létale CL50 et CL90 ont été calculées pour chaque temps.



**Fig. 34 :** Tests de toxicité sur les larves de moustique *Culex pipiens*.

### **2.6.2.4. Effets des plantes à l'égard des espèces non ciblées : *Eylais hamata*, *Piona uncata* et *Physa marmorata* :**

Les extraits aqueux des trois plantes, *Myrtus communis*, *Eucalyptus camaldulensis* et *Nerium oleander* ont été appliquée sur les espèces non ciblées, *Eylais hamata*, *Piona uncata* et *Physa marmorata*, afin d'évaluer l'effet de la toxicité au niveau de ces organismes. Des lots de vingt individus de chaque espèce ont été séparés dans des boîtes en plastiques, de 10 cm de diamètre et de 7cm de hauteur, contenant 200 ml d'eau déchlorée. La CL50 de 24h a été appliquée sur les lots des espèces avec trois répétitions et trois témoins pour chaque espèce. Le taux de mortalité a été évalué après 24h, 48h et 72h.

### **2.7. Dosage de protéines :**

Les protéines ont été mesurées selon la méthode de [Bradford \(1976\)](#) qui utilise le bleu brillant de coomassie G250 (BBC) comme réactif et l'albumine de sérum de bœuf (B.S.A) comme standard

(Merk). La gamme d'étalonnage (Tableau) a été réalisée à partir d'une solution mère de B.S.A (1mg/ml). Le bleu brillant de coomassie G250 se prépare comme suite :

100 mg de BBC  
+  
50 ml d'éthanol

Agitation pendant deux heures

L'acide orthophosphorique (100ml) est ajouté, et le tout est complété à 1000 ml avec de l'eau distillée.

Le dosage des protéines a été réalisé dans une fraction aliquote de 100µl.

Les absorbances ont été obtenues grâce à un spectrophotomètre et la lecture a été réalisée à une longueur d'onde 595 nm contre un blanc de gamme.

**Tableau 1 : Dosage des protéines : Réalisation de la gamme d'étalonnage.**

Tubes	1	2	3	4	5	6
BSA (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

## 2.8. Test d'activité enzymatique de la GST :

Le dosage de la Gluthation S-transferase (GST) est réalisé selon [Habig et al. \(1974\)](#), qui consiste à fournir à l'enzyme GST des substrats artificiels en général la GSH (Glutathion réduit 5mM) et le CDNB (1-chloro-2-4-dinitrobenzoïque 1mM), dont la réaction catalysée de conjugaison entraîne la formation d'une molécule nouvelle, absorbant la lumière à une longueur d'onde de 340 nm. La valeur de la densité optique est proportionnelle à la quantité de conjugué formé, et elle même est liée à l'intensité de l'activité enzymatique. Afin d'estimer l'activité spécifique de la GST après introduction du *Bti*, les corps entiers des adultes témoins et traités à différents temps (24, 48, 72 h), sont homogénéisés dans 1 ml de tampon phosphate<sup>1</sup> (0,1M ; pH 6) à l'aide d'un broyeur à ultrasons Sonifier Cell DISTRIBUTOR B-30. L'homogénat obtenu est centrifugé (1300 tours/min pendant 30 min) et le surnageant récupéré servira au dosage enzymatique de la GST.

Le protocole de dosage est réalisé comme suite : une fraction aliquote du surnageant 0,2 ml est additionné à 1,2 ml du mélange CDNB-GSH<sup>2</sup> dans un tampon phosphate (0,1M pH 7).

La lecture se fait contre un blanc préparé dans les mêmes conditions (0,2 ml d'eau distillée remplaçant le surnageant), et les densités optiques sont mesurées toutes les minutes pendant 5 minutes à 340 nm dans un spectrophotomètre (SHIMADZI-UV-1202).

1-17,805g Na<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub> (a)

dilué dans 500ml d'eau distillée.

6.39g NaHPO<sub>4</sub> (b)

dilué dans 500ml d'eau distillée.

Mélanger 61,5ml de la solution a avec 438,5ml de la solution b et ajouter ensuite 21,3925g de saccharose.

2- mélanger 4,052mg de CDNB avec 30,73mg de GSH et ajouter ensuite 0.8ml d'éthanol et 20 ml de tampon phosphate.

L'activité spécifique de la GST est déterminée d'après la formule [Habig et al \(1974\)](#) et exprimée en mMol/min/mg de protéines :

$$GST = \frac{\Delta Do \times \text{Volume total de la cuve}}{9,6 \times E \times \text{Volume de l'homogénat} \times \text{protéine}}$$

**A Do** : pente de la droite de régression des densités optiques obtenues à 340nm.

**Volume totale de la cuve (ml)** : (1,2ml du mélange CDNB-GSH + 0,2ml du surnageant).

**9,6Mm<sup>-1</sup> Cm<sup>-1</sup>** : coefficient d'extinction du mélange CDNB-GSH (à 340nm).

**E** : épaisseur de la cuve = 1cm.

**Volume d'homogénat en ml** = 0,2ml.

**Protéine** : Concentration homogénat en protéine exprimée en mg/ml.

La concentration en protéines totales des différents échantillons biologiques (homogénat) a été préalablement déterminée ( $y=0.0000000x+000$ ) par un dosage selon la technique de [Bradford \(1976\)](#) explicité dans la page 32. Nos résultats sont exprimés en  $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines.

## 2.9. Estimation de la qualité du Lac des Oiseaux :

### 2.9.1. Activité spécifique de la GST *d'Eylais hamata* au niveau du Lac des Oiseaux :

Les individus *d'Eylais hamata* ont été prélevés au niveau du Lac des Oiseaux, cinq stations ont été choisies en fonction des efflux d'eaux usées et en fonction de l'accessibilité. Le dosage mensuel de l'activité spécifique de la GST a été évalué pour les mois de Mars, Avril et Mai (présence des hydraciens au niveau des cinq stations). L'activité spécifique de la GST a été évaluée en utilisant les pentes des droites de régression représentant les absorbances en fonction du temps chez les espèces échantillonnées (Fig. 22).

### 2.9.2. Paramètres physicochimiques du Lac des Oiseaux :

La qualité physico-chimique des eaux douces est le suivi d'un ensemble de paramètres aux origines diverses, ainsi, la physico-chimie des eaux est considérée comme un élément de soutien à la biologie, c'est-à-dire qu'on doit passer par la mesure des seuils de qualité qui doivent déterminer les conditions du milieu, qui permettent ou non aux différents compartiments biologiques d'être en bon état. Les paramètres d'analyse physico-chimique sont choisis en fonction de l'objectif recherché. On a choisi deux stations, la première soit une station proche des rejets au sein du Lac, la deuxième, une station témoin, éloignée des sources de pollution, pendant le mois de Mai/2014 (Fig. 35).

La température de l'eau est le premier paramètre à mesurer car elle influe sur beaucoup d'autres paramètres, celle-ci joue un rôle dans la solubilité des gaz, dans la dissociation des sels dissous et dans la détermination du pH, ainsi que pour l'Oxygène dissous indispensable à la vie

aquatique (Ghazali & Zaid, 2013). Aussi, la mesure du pH est essentielle, car il donne le degré d'acidité ou d'alcalinité de l'eau du Lac, il mesure ainsi la concentration en ions H<sup>+</sup> de l'eau (Ghazali & Zaid, 2013). Ces deux paramètres ont été testés directement à l'aide d'un multi paramètre.

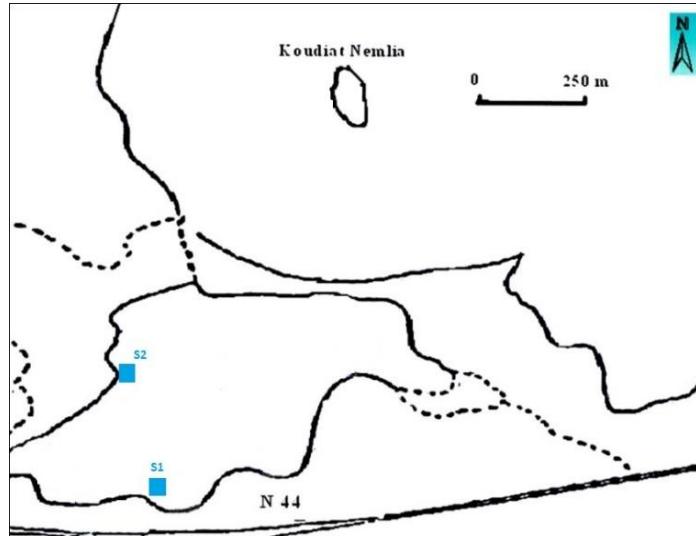
On doit procéder à la mesure d'Oxygène dissous (ml/l) au sein du Lac, afin de connaître le taux de saturation en Oxygène. Ce paramètre mesure la concentration du dioxygène dissous dans l'eau (Rodier ,1984). De ce fait, les teneurs en Oxygène sont déterminées principalement par la respiration des organismes aquatiques, l'oxydation et la dégradation des polluants, l'activité photosynthétique de la flore et les échanges avec l'atmosphère (Birguy, 2008).

La conductivité ( $\mu\text{s}/\text{cm}$ ) mesure la capacité à conduire le courant électrique entre deux électrodes, elle est mesurée au sein du Lac pour mettre en évidence les pollutions atteintes. Elle sert aussi à apprécier la quantité de sels dissous dans l'eau (Rodier, 1984).

L'Ammonium (NH<sup>4+</sup>) (mg/l) ou bien l'azote ammoniacal est le principal indicateur chimique de pollution directe d'une eau, d'où l'importante de sa mesure en milieu aquatique. Il provient de la décomposition des chaînes carbonées constituant les matières organique par les bactéries de type aérobies, cette dégradation consomme de l'Oxygène et libère également du CO<sub>2</sub> dans les eaux. La forme ionisée n'est pas toxique, mais en présence de pH supérieur à 7,5 une fraction peut être transformée en Ammoniaque (NH<sub>3</sub>) en solution dans l'eau qui est très toxique pour les poissons (Durborow *et al.*, 1997).

Les Nitrates (NO<sup>3-</sup>) (mg/l), sont présents à l'état naturel dans le sol, ou les eaux souterraines et se déversent dans les cours d'eau. Ils sont aussi apportés de manière synthétique par les engrains (Chapman & Kimstach, 1996). Leur présence en milieu aquatique à des seuils élevés est dangereuse pour la survie des poissons d'eau douce (Beaux, 1998 ; Ghazali & Zaid, 2013). Également, les Nitrites (NO<sup>2-</sup>) (mg/l) est le premier stade de la nitrification, or que sa présence représente un danger, car elle empêche les échanges gazeux au niveau des ouïes et surtout le passage de l'Oxygène chez les organismes aquatiques. L'Orthophosphate (PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>) (mg/l) fait partie aussi des paramètres qui provoquent les proliférations d'algues, conduisant aux phénomènes d'eutrophisation, d'où la baisse en quantité d'Oxygène dans l'eau (Birguy, 2008).

La salinité d'une eau est un élément important de mesure de qualité, car c'est un paramètre qui conditionne l'aire de répartition des espèces vivantes dans un milieu en fonction de leur préférendum. Aussi, la salinité est l'un des facteurs qui gouvernent la croissance des jacinthes d'eau en zone estuaire (Wilson *et al.*, 2001), ce qui emmène au phénomène d'eutrophisation.



**Fig. 35 :** Localisation des deux stations (modifiée) (Samraoui *et al.*, 1992).

## 2.10. Analyses statistiques :

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). Les résultats sont présentés par la moyenne  $\pm$  écart-type (SD). 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) ( $p > 0,05$  : non significatif, \*:  $p \leq 0,05$  : significatif, \*\*:  $p \leq 0,01$  : hautement significatif, \*\*\*:  $p \leq 0,001$  : très hautement significatif).

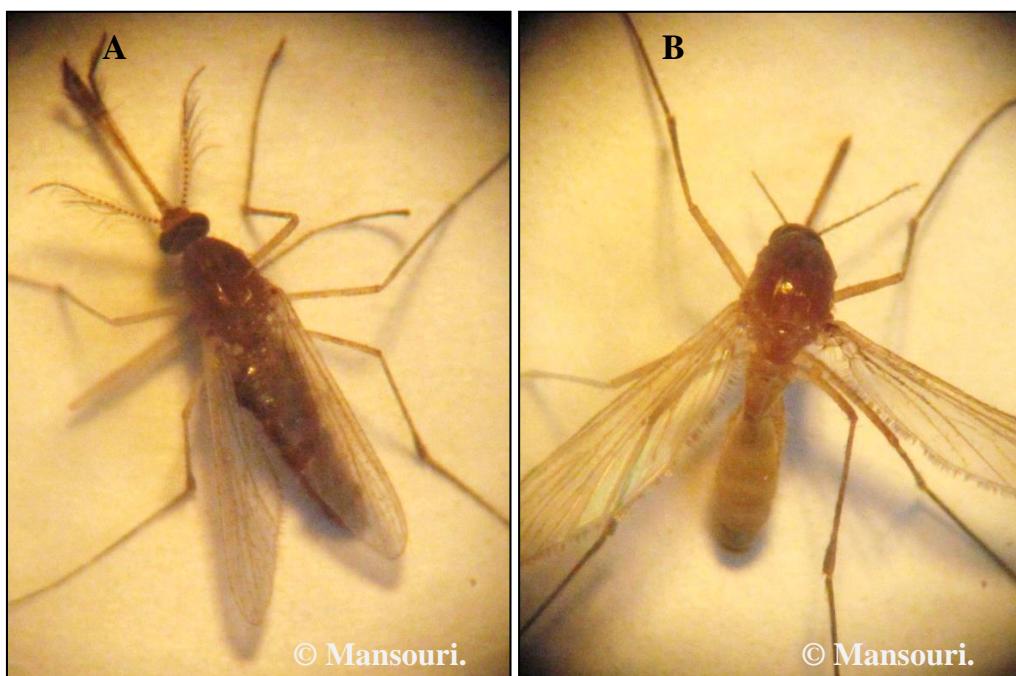
# *Résultats*

### 3. RÉSULTATS

#### 3.1. Identification des espèces étudiées :

##### 3. 1.1. Identification de *Culex pipiens* Linnaeus 1758 :

L'identification des larves du quatrième stade de *Culex pipiens* s'est faite par rapport à des caractéristiques différentes, la longueur de la tête est petite en comparant à la longueur des antennes. On remarque aussi au niveau du siphon, la présence des soies siphonales disposées sur une partie bien déterminée. Un autre critère qui caractérise les larves de *Culex pipiens*, est le mentum, qui est constitué de 8 dents ou plus. Pour le cas des adultes, on constate l'absence des soies pré-spiraculaires au niveau du thorax. Aussi, la base de la fourche R2-R3 de l'aile se trouve avant l'apex de la sous costale, ou bien à son niveau. Un autre critère qui caractérise cette espèce est la longueur du quatrième tarse de la patte I, qui est égale ou plus longue que le cinquième tarse (Fig. 36).



**Fig. 36 :** Adulte de *Culex pipiens*.

A : Vue dorsale d'un mâle (Agr. 6,4).

B : Vue dorsale d'une femelle (Agr. 6,4).

#### Position systématique :

Règne	Animalia
Sous-règne	Metazoa
Embranchement	Arthropoda
Sous-E.	Hexapoda
Super-classe	Protostomia
Classe	Insecta

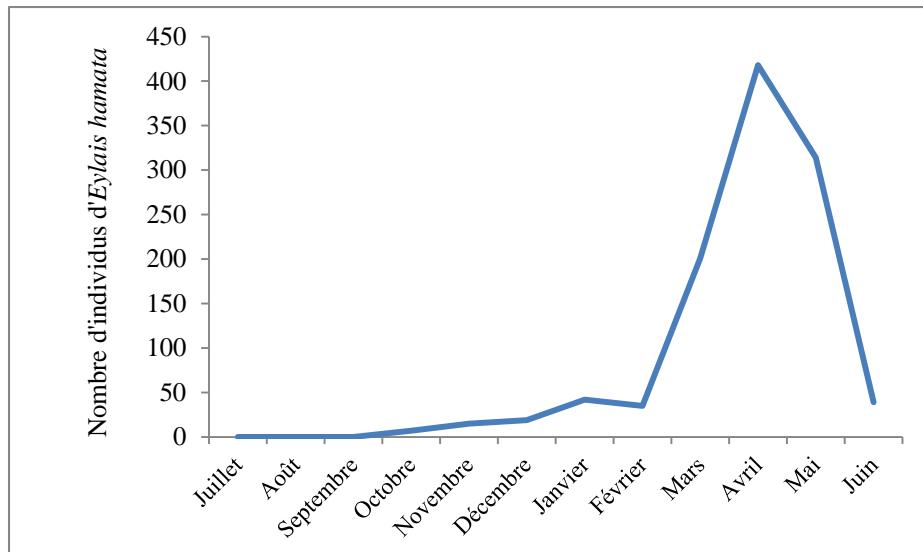
Sous-classe	Pterigota
Infra-classe	Neoptera
Super-ordre	Endopterygota
Ordre	Diptera
Sous-ordre	Nematocera
Infra-ordre	Culicomorpha
Famille	Culicidae
Genre	<i>Culex</i> Linnaeus 1758
Espèce	<i>Culex pipiens</i> Linné 1758

### 3.1.2. Les hydracariens au niveau de la région d'étude :

L'échantillonnage des hydracariens a concerné la zone de Sidi Ammar et des Ruine Romaines à Annaba, aussi au niveau de la Wilaya d'El taref, plusieurs gîtes ont été prospectés (Al Addaya, Sidi kassi, Ain Khiar), ainsi que le Lac des Oiseaux. Les espèces d'hydracariens qui ont été récoltées ont été identifiées et décrites. Un prélèvement annuel (Juillet 2012/ à Juin 2013) a concerné la réserve naturelle du Lac des Oiseaux. Au niveau du Lac on a observé que la distribution des espèces dominantes d'*Eylais hamata* change en fonction des mois, et des stations. Leur nombre varie selon les facteurs environnementaux, le niveau de l'eau. On commence à les observer en petites quantités à la fin d'automne, et leur nombre augmente et atteint son maximum pendant le printemps (Mars, Avril et Mai) (Tableau 2 ; Fig. 37). En note aussi une grande présence de la faune associée aux hydracariens, présentée par les larves de moustiques, les crustacés, les coléoptères, les larves d'odonates, les physes et beaucoup d'insectes aquatiques. Les individus d'*Eylais hamata* se nourrissent des larves de moustiques, des larves d'odonates, mais surtout des crustacés qui se trouvent en grand nombre dans le Lac. Les femelles pondent les œufs sur les différents substrats dans l'eau, sur les herbes, feuilles et tiges, sur les substrats dures, les pierres, les troncs d'arbres flottant dans l'eau, les coquilles d'escargot (Fig.38). Leur ponte commence en printemps et se poursuit jusqu'au mois de Juin, à la fin de ce mois, on observe un pique de ponte, les amas rouges d'œufs couvrent la quasi-totalité de la surface du bord du Lac. À ce moment, on a observé une disparition des individus adultes d'hydracariens. Les observations au laboratoire révèlent la fragilité et la faiblesse juste après la ponte, associées à la mort après quelques jours.

**Tableau 2 :** Nombre d'individus d'*Eylais hamata* au niveau du Lac des Oiseaux pendant l'année 2012/ 2013.

	Juillet	Août	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin
Nombre d'individus	0	0	0	7	15	19	42	35	201	418	314	39



**Fig. 37 :** Nombre d'individus d'*Eylais hamata* au niveau du Lac des Oiseaux pendant l'année 2012/ 2013.



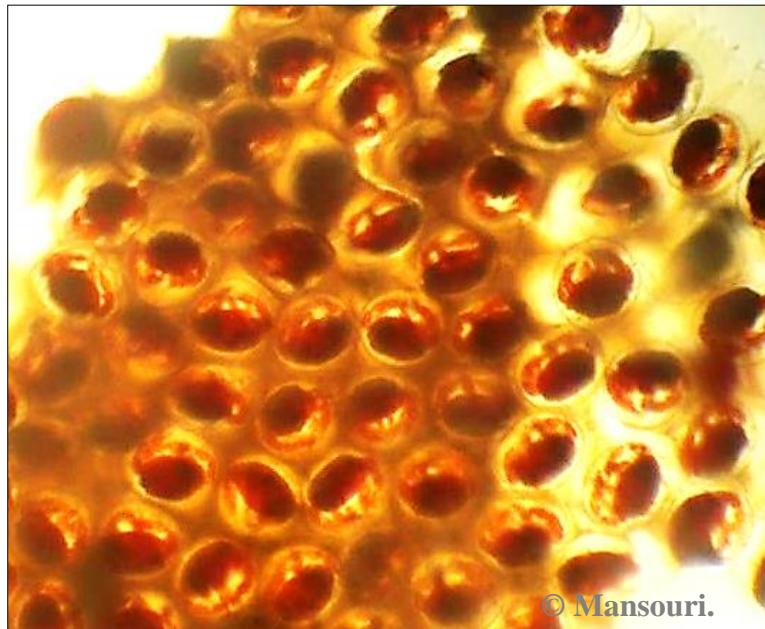
**Fig. 38 :** Les œufs d'*Eylais hamata* au niveau du Lac des Oiseaux.

### **3.1.2.1. Identification d'*Eylais hamata* Koenik 1897 :**

C'est l'une des plus grandes espèces d'hydracariens, la femelle peut atteindre jusqu'à 4-7 mm de longueur. Ils sont caractérisés par leur couleur rouge brune, qui est due à la présence des caroténoïdes (Czeczuga & Czerpak, 1968). Le corps est d'une forme ronde et aplatie, les yeux sont situés à l'extrémité du corps et séparés par un pont long et étroit (Fig. 43). Le dimorphisme sexuel peut paraître à l'œil nu par la différence de taille, la femelle est généralement plus grande que le mâle, ainsi, la forme de la plaque oculaire peut différencier les deux sexes, chez la femelle le pont oculaire est plus épais que chez le mâle (Fig. 42, 44). L'espèce *Eylais hamata* se caractérise par la forme spécifique des Coxae, dont les deux premières paires sont disposées d'une manière encollée, les deux dernières se séparent avec un allongement de la quatrième paire formant un triangle. Aussi, une particularité de cette espèce est que sa dernière paire de patte est plus longue par rapport aux trois autres paires, ce qui lui offre une locomotion spécifique. L'orifice génital mâle est formé par de deux longues et étroites plaques chitineuses, étendu à la troisième partie postérieure, avec de nombreux poils longs (Fig. 41). On peut apercevoir les larves dans les œufs au moment de l'éclosion (Fig. 39, 40), d'une couleur rouge, ayant trois paires de pattes (Fig. 40). Les individus d'*Eylais hamata* se nourrissent de petits crustacés, principalement de cladocères (Zhavoronkova, 1992), d'ostracodes, ainsi que les larves de moustiques.

#### **Position systématique :**

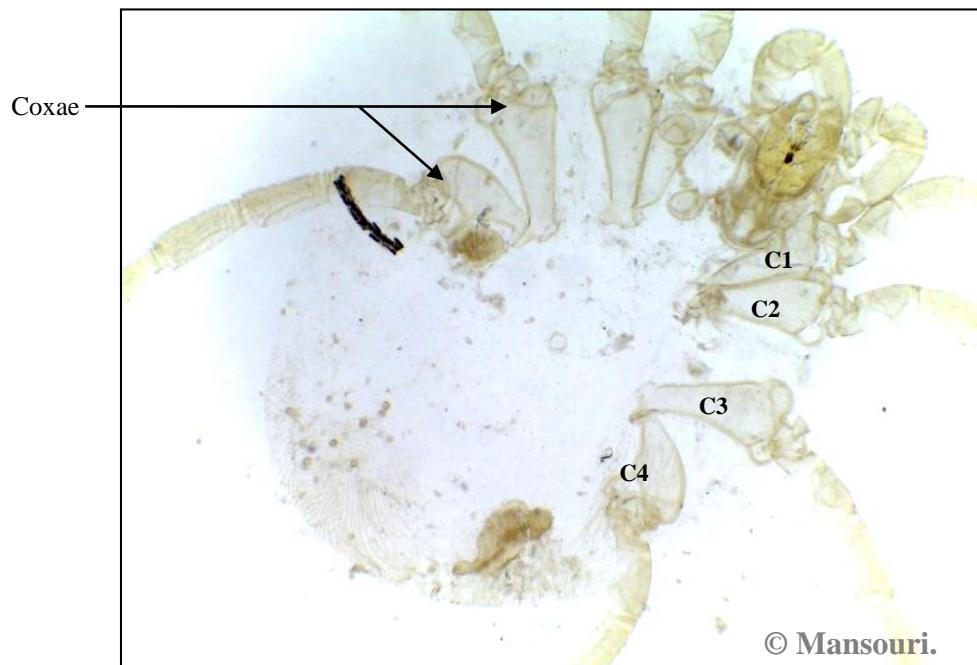
Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous-E.	Chelicerata
Classe	Arachnida
Sous-classe	Acari
Super-ordre	Acariformes
Ordre	Trombidiforme
Sous-ordre	Prostigmata
Famille	Eylaidae
Genre	Eylais
Espèce	<i>Eylais hamata</i> Koenik 1897



**Fig. 39 :** Œufs d'*Eylais hamata* à l'éclosion.

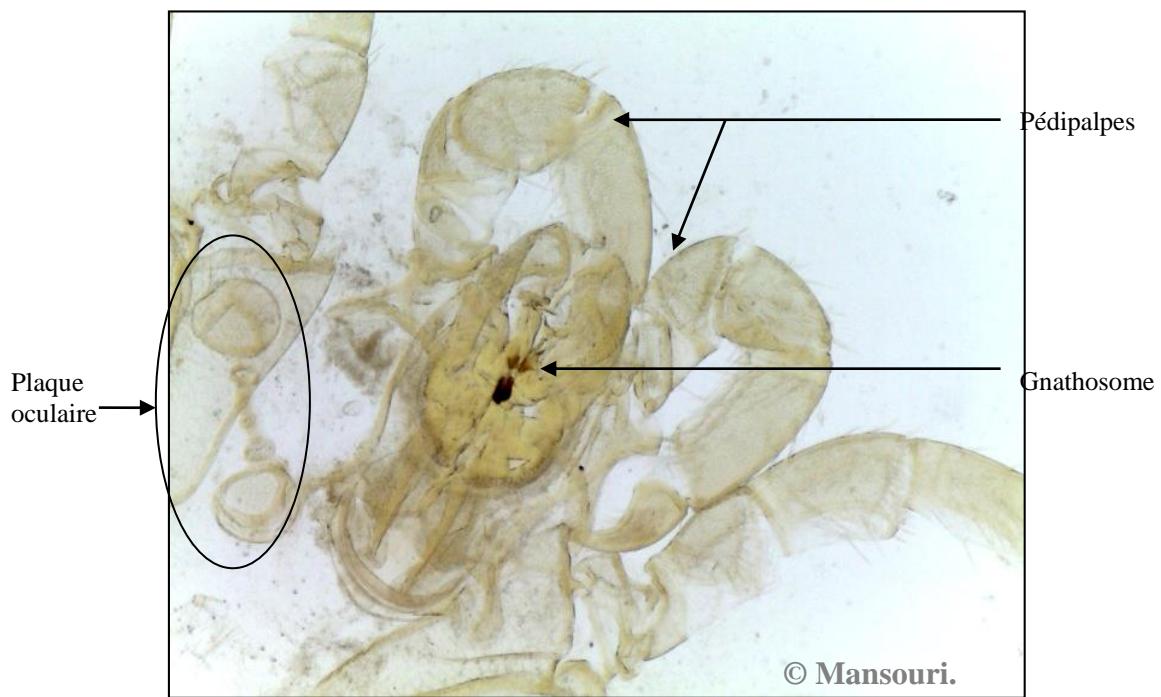


**Fig. 40 :** Vue dorsale de larve d'*Eylais hamata* (Agr 10<sup>2</sup>).

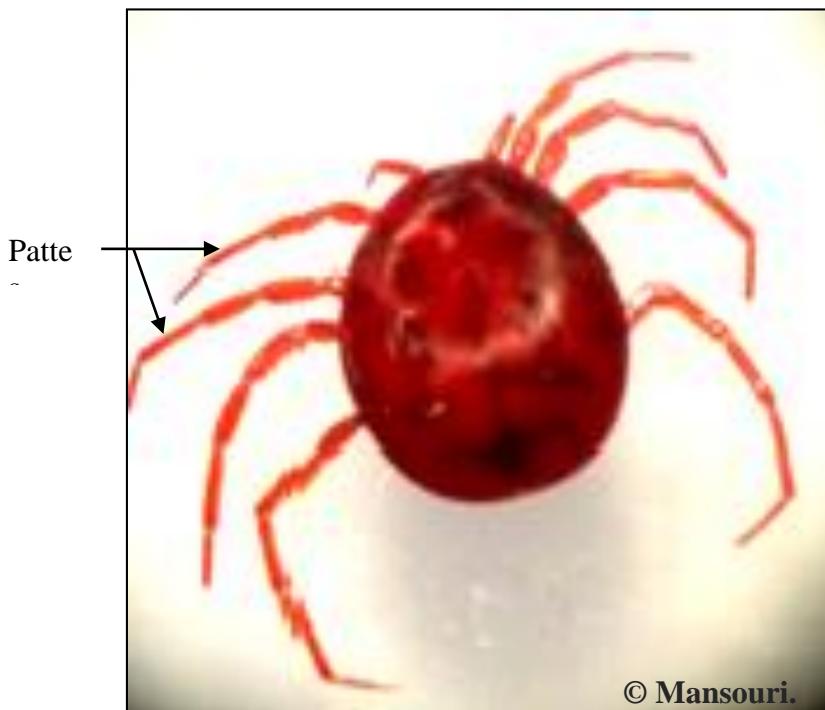


**Fig. 41 :** Vue ventrale d'adulte mâle d'*Eylais hamata* (Agr. 5,7 x10).

C : Coxae



**Fig. 42 :** Plaque oculaire et gnathosome d'adulte mâle d'*Eylais hamata* (Agr 14,25x10).



**Fig. 43 :** Vue dorsale d'adulte femelle d'*Eylais hamata* (Agr. 1,2x10).



**Fig. 44 :** Plaque oculaire d'adulte femelle d'*Eylais hamata* (Agr. 3x10).

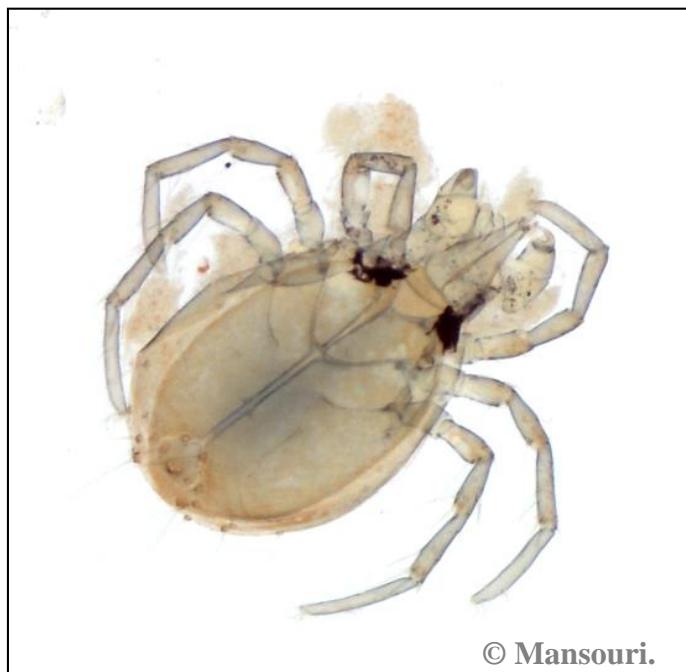
### 3.1.2.2. Identification de *Piona uncata* Koenike 1888 :

L'espèce *Piona uncata* est d'un corps sphérique, d'une couleur verte à jaune avec des taches noires, la taille des individus varie environ de 1 à 3 mm, les yeux sont séparés et se trouvent dans la partie dorsale antérieure du corps (Fig. 48). *Piona uncata* possède des coxae qui caractérisent le genre des Piona, dont leur disposition est serrée vers la partie antérieure de la face ventrale. La quatrième paire de coxae est d'une forme triangulaire spécifique et pointue vers le bas. Les pattes sont

d'une couleur marron, munis de nombreuses soies. La plaque génitale est spécifique, le nombre des acétabula est de douze à treize localisés dans deux plaques situées de part et d'autre de l'orifice génital au niveau de l'opistosoma (Fig. 49). Les larves de *Piona uncata* sont hexapodes, ayant une couleur identique semblables à celle des adultes, leurs coxae sont pas encore bien constitués (Fig. 45, 46, 47). Les Pionidae sont parmi les prédateurs les plus voraces de larves de moustiques ([Smith, 1983](#) ; [Peyrusse & Bertrand, 2001](#)).

### Position systématique :

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous-E.	Chelicerata
Classe	Arachnida
Sous-classe	Acari
Super-ordre	Acariformes
Ordre	Trombidiforme
Sous-ordre	Prostigmata
Super-famille	Hygrobatoidea
Famille	Hydrachnidae
Genre	<i>Piona</i> Koch 1842
Espèce	<i>Piona uncata</i> Koenike 1888



**Fig. 45 :** Vue ventrale de larve de *Piona uncata* (Agr 1,6x10<sup>2</sup>).



© Mansouri.

**Fig. 46 :** Partie postérieure de larve de *Piona uncata* (Agr 3,2x10<sup>2</sup>).



© Mansouri.

**Fig. 47 :** Partie antérieure de larve de *Piona uncata* (Agr 3,2x10<sup>2</sup>).



© Mansouri.

**Fig. 48 :** Vue dorsale d'adulte femelle de *Piona uncata* (Agr. 3,3x10).



Plaque  
génitale

© Mansouri.

**Fig. 49 :** Vue ventrale d'adulte femelle de *Piona uncata* (Agr. 3,3x10).

### **3.1.2.3. Identification de *Piona nodata* Müller 1781 :**

Ces espèces sont d'une taille petite parmi les hydracariens, elles sont lisses, d'une couleur brune, leur corps est d'une forme ovale, les yeux sont séparés de part et d'autre dans la partie antérieur du corps sans plaque médiane (Fig. 50). Les Coxae occupent les deux tiers de la face ventrale pour le mâle, et plus que la moitié pour les femelles, celles-ci sont plus grandes. Leurs pattes sont assez développées et longues, d'où, elles nagent d'une grande vitesse dans des directions différentes (Fig. 51). Leur plaque génitale est séparée en deux et reliées par un pont médian, de chaque côté un nombre d'acétabula qui varie de 8 à 12 et qui caractérise cette espèce. Les pédipalpes aussi présentent une spécificité pour cette espèce, ils sont considérablement courts avec une terminaison dense et dure (Fig. 52). Leurs chélicères sont relativement courtes. Ces espèces sont parmi les hydracariens les plus abondants ([Stryjecki, 2010](#)).

#### **Position systématique :**

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous-E.	Chelicera
Classe	Arachnida
Sous-classe	Acari
Super-ordre	Acariformes
Ordre	Trombidiforme
Sous-ordre	Prostigmata
Super-famille	Hygrobatoidea
Famille	Pionidae
Genre	Piona Koch 1842
Espèce	<i>Piona nodata</i> Müller 1781



**Fig. 50 :** Vue dorsale d'adulte de *Piona nodata* (Agr. 2x10).



**Fig. 51 :** Vue ventrale d'adulte femelle de *Piona nodata* (Agr. 3x10).



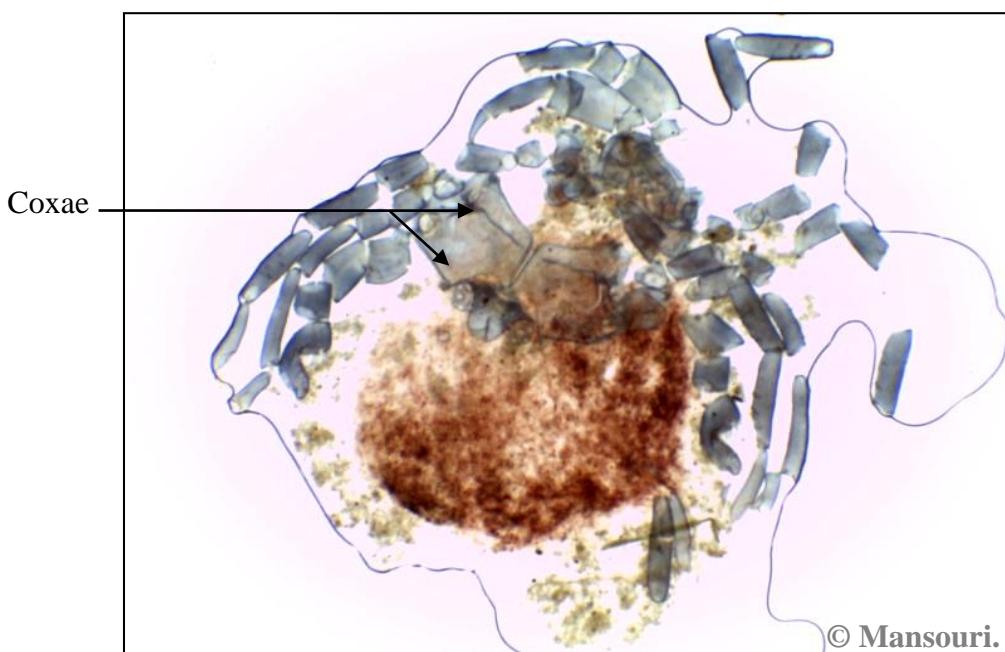
**Fig. 52 :** Plaque génitale d'adulte femelle de *Piona nodata* (Agr. 12x10).

### **3.1.2.4. Identification de *Piona* sp :**

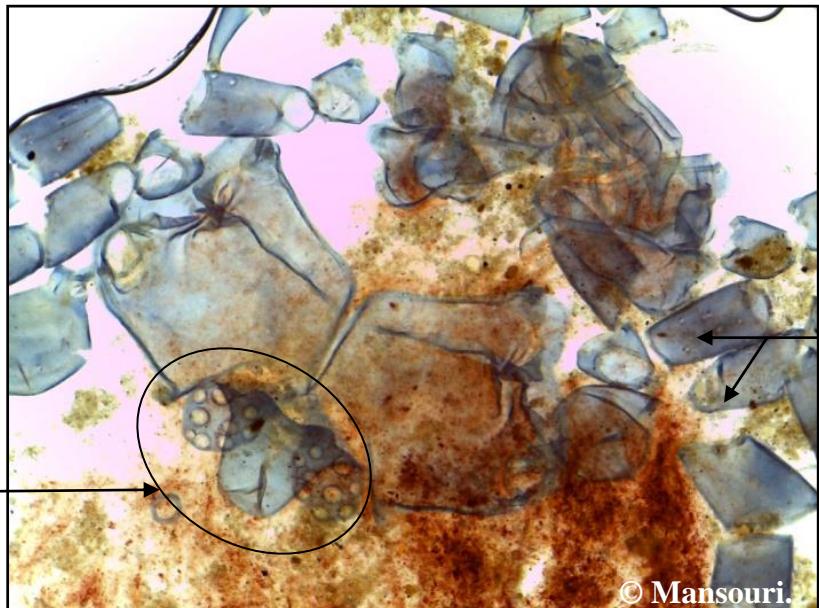
Cette espèce appartient à la famille des Pionidae, les individus sont de petite taille sphérique, avec une couleur brune, les pattes sont grisâtres, avec l'absence des soies, ils sont de petite taille. Ces espèces sont munies de grands pédipalpes, aussi, leurs coxae occupent plus que la moitié de la face ventrale, avec la présence de la plaque génitale située entre les deux quatrièmes coxae (Fig. 53, 54). Elles vivent dans les petites stagnations, occupant les eaux douces de petite profondeur. Les Pionidae peuvent attaquer en groupe des proies nettement plus grosses qu'eux, comme les larves de chironomes ou d'Aedes (Peyrusse & Bertrand, 2001).

#### **Position systématique :**

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous-E.	Chelicerata
Classe	Arachnida
Sous-classe	Acari
Super-ordre	Acariformes
Ordre	Trombidiforme
Sous-ordre	Prostigmata
Super-famille	Hygrobatoidea
Famille	Pionidae
Genre	<i>Piona</i> Koch 1842



**Fig. 53 :** Vue ventrale de d'adulte de *Piona* sp (Agr. 4,4x10).



**Fig. 54 :** Coxae et plaque génitale d'adulte de *Piona sp* (Agr. 3,3x10).

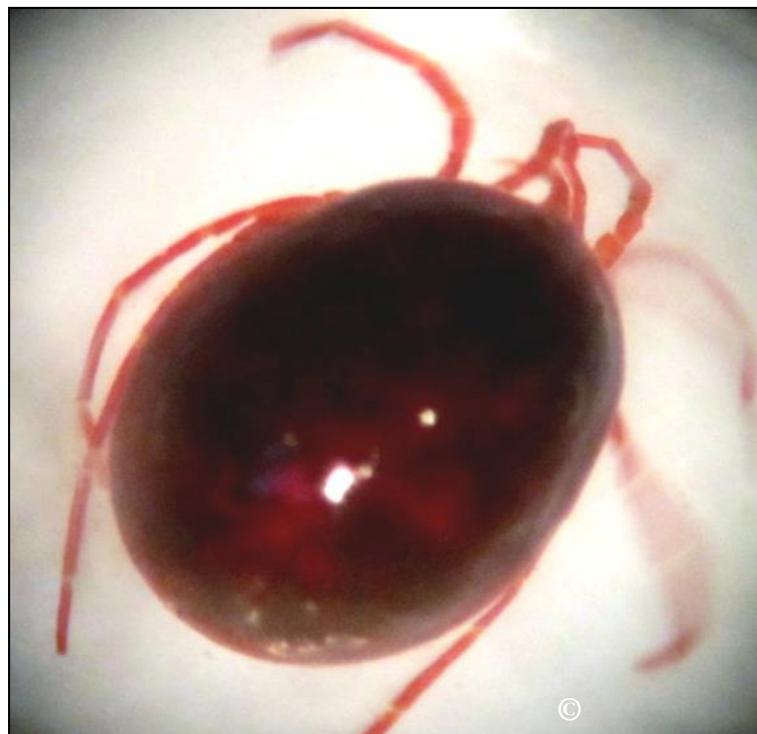
### 3.1.2.5. Identification d'*Hydrachna murati* Walter 1939 :

Ce genre d'hydracariens se caractérise par une forme sphérique globulaire, ils sont d'une couleur rouge brun, et parfois noir. La peau est douce et couverte de papilles de taille et de forme variable. Les deux yeux de chaque côté sont incluses dans de la chitine (Fig. 55, 56). Ils sont menés de mandibules longs et minces, leur pédipalpes sont relativement longs, est étroitement liée à la trompe, dont le premier segment est considérablement large. Les quatre paires de coxae sont disposées deux à deux, dont la troisième tient la plaque génitale caractérisant cette espèce. Leurs pattes sont d'une couleur marron ou verte, menées de longues soies natatoires (Fig. 57, 58). Ces espèces nagent d'une petite distance, en faisant à un faible déplacement, et se tournent sur elles même. Elles se nourrissent de larves d'insectes aquatiques. Ce genre d'hydracarines est parasites pour beaucoup d'insectes aquatiques, notamment les Corixidae ([Harris & Harrison, 1974](#)).

### Position systématique :

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous-E.	Chelicerata
Classe	Arachnida
Sous-classe	Acari
Super-ordre	Acariformes
Ordre	Trombidiforme
Sous-ordre	Prostigmata
Famille	Hydrachnidae

Genre                    Hydrachna Muller 1776  
Espèce                *Hydrachna murati* Walter 1939



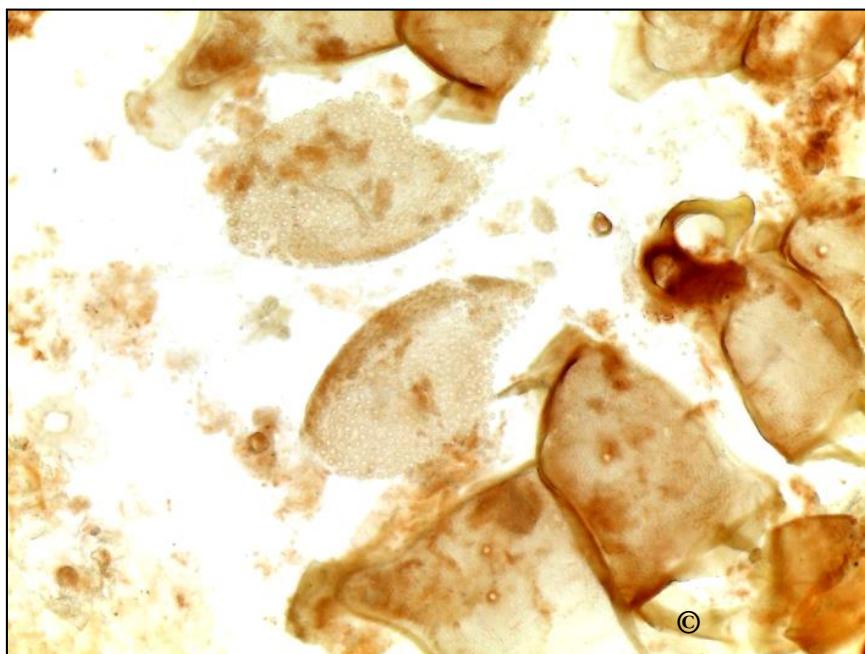
**Fig. 55 :** Vue dorsale d'adulte d'*Hydrachna murati* (Agr. 2,5x10).



**Fig. 56 :** Vue latérale d'adulte d'*Hydrachna murati* (Agr. 2,5x10).



**Fig. 57 :** Vue ventrale d'adulte d'*Hydrachna murati* (Agr 4,5x10).



**Fig. 58 :** Plaque génitale d'adulte d'*Hydrachna murati* (Agr. 10<sup>2</sup>).

### 3.1.2.6. Identification d'*Eupatra rotunda* Piersig 1906 :

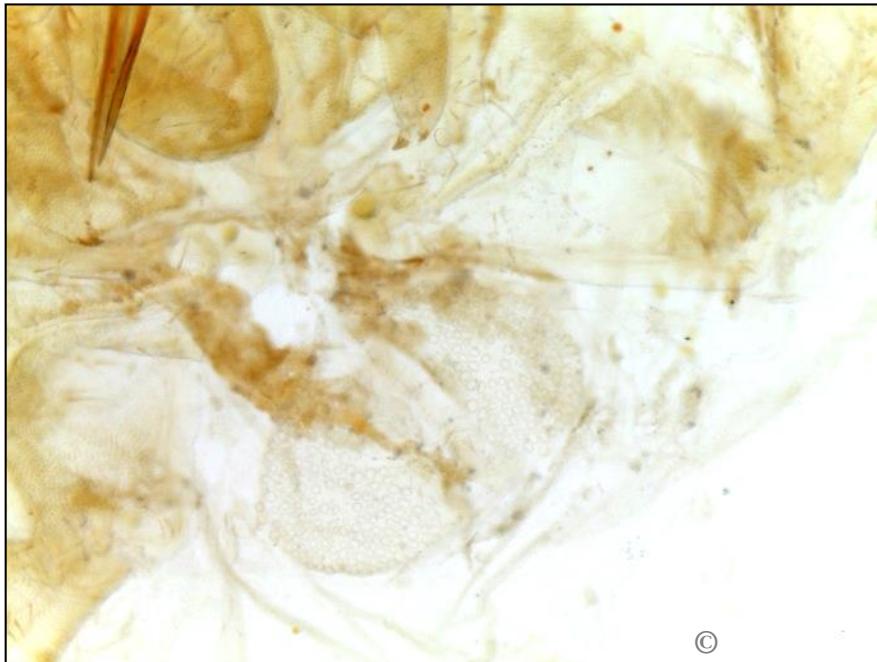
Le genre *Eupatra* appartenant à la famille des Hydryphantidae, se décrit par une couleur rouge et parfois marron, leur corps est rond et légèrement élancé, avec un nombre important de papilles qui le recouvrent. Les yeux se retrouvent dans la partie antérieure du corps, éloignés par une plaque dorsale. Cette espèce se caractérise par des pédipalpes relativement courts, dont le premier segment est large. La troisième et la quatrième paire de coxae sont serrées dont la forme est triangulaire. Leurs quatre paires de pattes sont recouvertes de soies natatoires (Fig. 59). La plaque génitale se situe au milieu de la quatrième paire de coxae (Fig. 60). Ils ont un cycle de vie complexe comme tout les hydracariens, leurs larves sont parasites pour des invertébrés (Wohltmann, 2001 ; Wohltmann *et al.*, 2001).

#### Position systématique :

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous-E.	Chelicerata
Classe	Arachnida
Sous-classe	Acari
Super-ordre	Acariformes
Ordre	Trombidiforme
Sous-ordre	Prostigmata
Famille	Hydryphantidae
Genre	<i>Eupatra</i> Koenike 1896
Espèce	<i>Eupatra rotunda</i> Piersig 1906



**Fig. 59 :** Vue ventrale d'adulte mâle d'*Eupatra rotunda* (Agr. 4,7x10).



**Fig. 60 :** Plaque génitale du mâle d'*Eupatra rotunda* (Agr. 9,4x10).

### 3.1.2.7. Identification d' *Hydryphante ruber* De Geer 1778 :

Ces espèces sont de couleur rouge vif, c'est l'une des plus grandes espèces du genre *Hydryphantes*, leurs corps est recouverts de papilles. Les yeux sont séparés par une plaque dorsale, dans la partie antérieure du corps (Fig. 61). Les deux premières paires de coxae sont séparées des deux dernières, dont celles-ci sont d'une forme triangulaire caractérisant les Hydryphantidae. La plaque génitale caractérise cette espèce, elle est d'une forme triangulaire, disposée de trois paires de ventouse situées de part et d'autre des deux plaques génitales. La première paire de ventouse est située à l'extrémité de la plaque génitale, la paire intermédiaire est située au milieu et vers l'intérieur, et la troisième se trouve à la base de la plaque génitale vers l'extérieur (Fig. 62). Les pattes sont courtes et munies de beaucoup de soies. Ces espèces se nourrissent des œufs d'invertébrés aquatiques ([Zhavoronkova, 2005](#)). Les larves sont parasites de diptères, de moustiques et de mouches ([Sokolov, 1940a, b ; Smith & Oliver, 1986](#)).

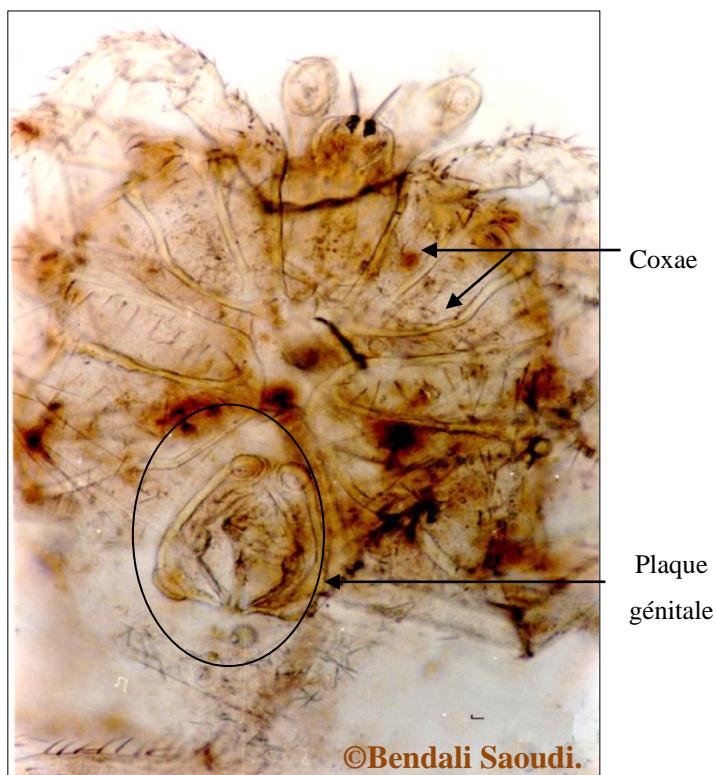
#### Position systématique :

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous-E.	Chelicera
Classe	Arachnida
Sous-classe	Acari
Super-ordre	Acariformes
Ordre	Trombidiforme
Sous-ordre	Prostigmata

Super-famille	Hydryphantoidae
Famille	Hydryphantidae
Genre	Hydrypkantes Koch 1841
Espèce	<i>Hydryphantes ruber</i> De Geer 1778



**Fig. 61:** Adulte d'*Hydryphante ruber*.



**Fig. 62 :** Vue ventrale d'une femelle d'*Hydryphante ruber* (Agr. 4,2x10).

### **3.1.3. Identification de *Physa marmorata* Guilding 1828 :**

*Physa marmorata* est un mollusque gastéropode fréquemment introduit dans les eaux douces stagnantes ou faiblement courantes, sa taille est inférieure à 1 centimètre, sa couleur peut varier du noir au brun ou gris. *Physa marmorata* est peu esthétique à cause de sa petite taille. Sa coquille est brillante, ovoïdale, marbrée, et enroulée dans le sens inverse des aiguilles d'une montre. Aussi, la coquille est maintenue grâce au manteau. Son pied de couleur grisâtre, a généralement une rayure dans la dernière partie, et se rétrécit à une pointe triangulaire (Fig. 63). Les Physidae se répartissent en six groupes, qui sont phylogénétiquement différents, leur morphologie se distingue par l'appareil génital, ainsi que la forme de la coquille. [Burch et Yung \(1992\)](#) ont indiqué que la génétique moléculaire peut améliorer la taxonomie des Physidae.

#### **Position systématique :**

Règne	Animalia
Embranchement	Mollusca
Classe	Gastropoda
Super-famille	Planorboidae
Famille	Physidae
Genre	<i>Physa</i> Draparnaud 1801
Espèce	<i>Physa marmorata</i> Guilding 1828



[www.invertebia.fr](http://www.invertebia.fr)

**Fig. 63 :** Adulte de *Physa marmorata*.

([www.Invertebia.fr](http://www.Invertebia.fr))

### 3.2. Étude morphométrique de l'espèce *Eylais hamata* :

Les résultats de la biométrie du corps entier montrent que les femelles présentent un corps plus grand que chez les mâles (Tableau 3, 7). Le gnathosome se présente par une structure sphérique chez les deux sexes (Tableau 3,7). La biométrie du la plaque oculaire (œil droit et gauche, pont oculaire) montre une différence par rapport à la largeur du pont oculaire, il est plus large chez les femelles que chez les mâles (Tableau 3,7). Les tableaux 4 et 8 affichent que les coxae présentent une structure qui est plus longue que large. Les pédipalpes présentent une structure plus longue que large (tableau 5, 10). Les tableaux 6 et 9 démontrent que la quatrième patte de cette espèce est plus longue par rapport aux trois autres pattes, aussi le premier segment est plus court comparant aux autres segments.

**Tableau 3 :** Biométrie du corps entier, du gnathosome et de la plaque oculaire d'adultes mâles d'*Eylais hamata* en  $\mu\text{m}$  ( $\text{m}\pm\text{s}$ ).

Paramètres		Longueur ( $\mu\text{m}$ )	Largeur ( $\mu\text{m}$ )
critères			
<b>Corps</b>		1902,3 $\pm$ 244,07	1699,01 $\pm$ 209,55
<b>Gnathosome</b>		539,37 $\pm$ 147,55	538,89 $\pm$ 66,03
<b>Plaque oculaire</b>	<b>Œil droit</b>	313,82 $\pm$ 20,55	263,87 $\pm$ 21,1
	<b>Œil gauche</b>	314,53 $\pm$ 18,58	259,65 $\pm$ 20,02
	<b>Pont oculaire</b>	446,78 $\pm$ 42,52	83,78 $\pm$ 13,74

**Tableau 4 :** Biométrie des quatre coxae droits d'adultes mâles d'*Eylais hamata* en  $\mu\text{m}$  ( $\text{m}\pm\text{s}$ ).

Paramètres		Longueur ( $\mu\text{m}$ )	Largeur ( $\mu\text{m}$ )
Coxae			
<b>1</b>		897,79 $\pm$ 81,13	454,4 $\pm$ 44,42
<b>2</b>		1352,55 $\pm$ 120,74	365,65 $\pm$ 42,69
<b>3</b>		1246,19 $\pm$ 144,26	367,07 $\pm$ 37,50
<b>4</b>		1224,75 $\pm$ 139,88	352,87 $\pm$ 43,28

**Tableau 5 :** Biométrie du pédipalpe droit d'adultes mâles d'*Eylais hamata* en µm (m±s).

<b>Paramètres</b>	<b>Longueur (µm)</b>	<b>Largeur (µm)</b>
<b>Pédipalpes</b>		
<b>S1</b>	410,38±42,19	352,16±30,76
<b>S2</b>	410,38±42,19	352,16±30,76
<b>S3</b>	453,35±51,22	374,88±29,28
<b>S4</b>	649,65±81,88	335,12±21,31
<b>S5</b>	434,52±30,69	160,46±13,11

S : segment.

**Tableau 6 :** Biométrie des quatre pattes droites d'adultes mâles d'*Eylais hamata* en µm (m±s).

<b>Paramètres</b>	<b>Longueur (µm)</b>	<b>Largeur (µm)</b>
<b>Critères</b>		
<b>Patte 1</b>	<b>S1</b>	407,51±54,13
	<b>S2</b>	650,36±105,01
	<b>S3</b>	791,65±67,69
	<b>S4</b>	870,43±86,83
	<b>S5</b>	1030,92±79,31
	<b>S6</b>	978,38±62,30
<b>Patte 2</b>	<b>S1</b>	388,37±30,30
	<b>S2</b>	657,46±111,91
	<b>S3</b>	727,75±98,90
	<b>S4</b>	798,04±87,48
	<b>S5</b>	977,67±137,30
	<b>S6</b>	927,24±109,51
<b>Patte 3</b>	<b>S1</b>	388,37±24,06
	<b>S2</b>	577,73±86,31
	<b>S3</b>	597,63±164,83
	<b>S4</b>	758,99±101,82
	<b>S5</b>	940,04±92,89
	<b>S6</b>	895,98±80,21
<b>Patte 4</b>	<b>S1</b>	394,07±31,18
	<b>S2</b>	544,57±96,99
	<b>S3</b>	564,45±48,07
	<b>S4</b>	670,24±89,52
	<b>S5</b>	839,2±104,79
	<b>S6</b>	826,44±95,26

S : segment.

**Tableau 7 :** Biométrie du corps entier, du gnathosome et de la plaque oculaire d'adultes femelles d'*Eylais hamata* en µm (m±s).

Critères	Paramètres	Longueur (µm)	Largeur (µm)
	<b>Corps</b>	3080,18±599,48	2965,35±389,79
	<b>Gnathosome</b>	990,31±132,27	936,23±166,76
<b>Plaque oculaire</b>	<b>Œil droit</b>	460,08±44,52	394,05±37,67
	<b>Œil gauche</b>	459,37±44,49	397,6±41,97
	<b>Pont oculaire</b>	717,81±91,38	201,64±35,26

**Tableau 8 :** Biométrie des quatre coxae droits d'adultes femelles d'*Eylais hamata* en µm (m±s).

Coxae	Paramètres	Longueur (µm)	Largeur (µm)
	<b>1</b>	1855,62±226,70	895,2±111,57
	<b>2</b>	2484,18±345,77	740,40±109,10
	<b>3</b>	2355,49±300,66	695,64±103,59
	<b>4</b>	2271,57±305,40	598,66±105,82

**Tableau 9 :** Biométrie des quatre pattes droites d'adultes femelles d'*Eylais hamata* en µm (m±s).

Critères \ Paramètres		Longueur (µm)	Largeur (µm)
Patte 1	S1	746,45±111,77	770,24±80,52
	S2	1380,1±192,10	588,82±83,69
	S3	1661,59±204,46	460,12±58,20
	S4	1793,23±255,00	419,62±55,29
	S5	1973,17±219,13	337,56±49,12
	S6	1568,45±151,38	192,09±32,64
Patte 2	S1	696,09±134,70	697,51±92,24
	S2	1236,49±199,68	583,59±75,35
	S3	1475,21±201,94	527,79±65,47
	S4	1590,39±201,60	479,30±58,38
	S5	1790,4±190,19	348,75±58,38
	S6	1370,77±108,15	214,47±51,16
Patte 3	S1	655,51±86,64	675,58±73,27
	S2	955,23±291,72	585,54±62,49
	S3	1206,65±161,58	565,09±93,95
	S4	1404,34±189,52	469,98±73,01
	S5	1663,58±234,78	352,48±73,08
	S6	1307,36±190,76	212,61±32,24
Patte 4	S1	641,56±78,98	658,34±69,80
	S2	945,55±179,60	572,55±81,42
	S3	1051,38±251,14	587,41±77,91
	S4	1270±117,46	445,73±77,91
	S5	1223,44±497,87	316,18±69,42
	S6	1204,39±93,54	220,07±60,38

S : segment.

**Tableau 10 :** Biométrie du pédipalpe droit d'adultes femelles d'*Eylais hamata* en µm (m±s).

Pédipalpes \ Paramètres		Longueur (µm)	Largeur (µm)
S1		625,68±111,59	497,95±89,15
S2		625,68±111,59	497,95±89,15
S3		772,08±141,08	507,28±75,96
S4		1136,35±194,75	445,67±63,43
S5		647,14±83,21	184,635±39,16

S : segment.

### 3.3. Toxicité du *Bti* :

#### 3.3.1. Toxicité du *Bti* à l'égard des larves de *Culex pipiens* :

Les larves L4 de *Culex pipiens* traités au *Bti* ont montré une faible activité suivie par la mort et le noircissement des espèces. Le pourcentage de mortalité après traitement a été déterminé en fonction des différentes concentrations de *Bti* (0,002 µg/ml, 0,003 µg/ml, 0,005 µg/ml, 0,011 µg/ml) et du temps de traitements (24, 48 et 72 h). Les différentes concentrations létale 50 et 90 ont été déterminées à partir des mortalités corrigées, ainsi que leurs limites fiduciales après 24, 48 et 72h (Tableau 11).

**Tableau 11:** Concentration létale du *Bti* 50 et 90 pour les larves du 4<sup>ème</sup> stade de *Culex pipiens* en fonction du temps (heures).

Temps (heures)	Slope	CL <sub>50</sub> 95% LF (µl)	CL <sub>90</sub> 95% LF (µl)
24	0,53 (0,84-5,46)	355,1 (276,3-456,4)	712,7 (392,5-1294)
48	0,32 (1,96-4,73)	295,8 (260-336,5)	569,9 (417,4-777,9)
72	0,26 (1,69-3,93)	270,4 (236,7-308,9)	590 (420,3-828,2)

#### 3.3.2. Effet du *Bti* à l'égard des espèces non ciblées :

##### 3.3.2.1. Effet du *Bti* à l'égard des adultes d'*Eylais hamata* :

On a observé des mortalités chez les adultes d'*Eylais hamata* traités au *Bti* ainsi que chez les témoins. Le nombre de morts a été déterminés en fonction de la CL50 (0,004 µg/ml) introduite et du temps de traitement (3, 6, 9, 12 jours) (Tableau. 12). Le taux de mortalité a augmenté chez les témoins et les traités à 46,65% et à 50% respectivement, après 9 jours d'exposition (Fig. 64).

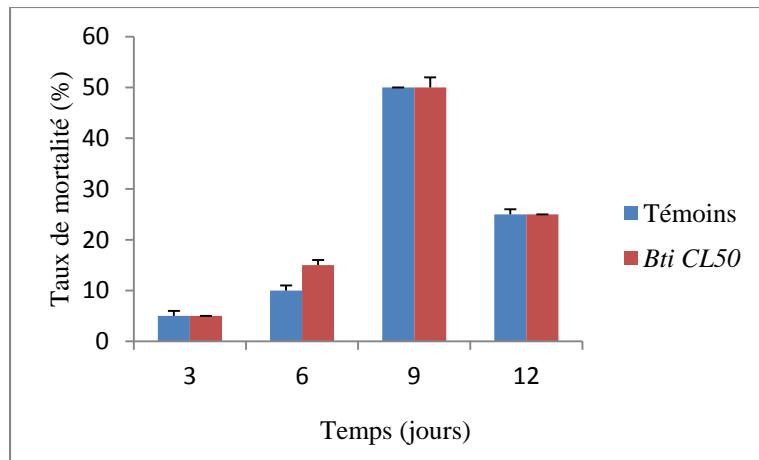
**Tableau 12 :** Effet du *Bti* à l'égard des adultes d'*Eylais hamata* traités par la CL50 après 12 jours de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Répétitions \ Temps (jours)	3	6	9	12
<b>T1</b>	0	3	9	6
<b>T2</b>	2	1	9	4
<b>T3</b>	1	2	10	5
<b>m±s</b>	1±1	2±1	9,33±0,57	5±1
<b>R1</b>	1	4	8	4
<b>R2</b>	1	3	10	8
<b>R3</b>	1	2	12	3
<b>m±s</b>	1±0	3±1	10±2	5±2,64

Les analyses statistiques de la variance à un critère de classification, en tenant compte des témoins et traités d'adultes d'*Eylais hamata*, indiquent que le *Bti* n'est pas toxique avec un effet non significatif ( $p>0,05$ ), après 3, 6, 9 et 12 jours de traitements (Tableau 13).

**Tableau 13 :** Analyse de la variance à un critère de classification chez *Eylais hamata* (témoins et traités) après 3, 6, 9, 12 jours de traitement au *Bti* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>3 jours</b>	1	0,000	0,000	0,00	1,000
<b>6 jours</b>	1	1,50	1,50	1,50	0,28
<b>9 jours</b>	1	0,67	0,67	0,31	0,609
<b>12 jours</b>	1	0,00	0,00	0,00	1,000



**Fig. 64 :** Effet de la CL50 du *Bti* à l'égard des adultes d'*Eylais hamata*.

### 3.3.2.2. Effet du *Bti* à l'égard des adultes de *Piona uncata* :

On a observé des mortalités chez les adultes de *Piona uncata* traités au *Bti* ainsi que chez les témoins. On a estimé le nombre de morts qui a été déterminé en fonction de la CL50 (0,004 µg/ml) introduite et du temps de traitement (3, 6, 9 et 12 jours) (Tableau 14). Le taux de mortalité a augmenté chez les témoins et les traités à 6,65% et à 10% respectivement, après 12 jours d'exposition (Fig. 65).

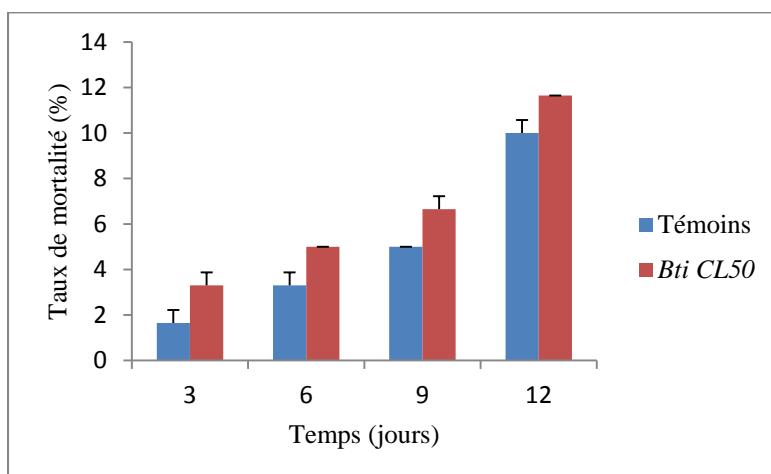
**Tableau 14 :** Effet du *Bti* à l’égard des adultes de *Piona uncata* traités par la CL50 après 12 jours de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Temps (jours) \ Répétitions	3	6	9	12
<b>T1</b>	1	1	1	2
<b>T2</b>	0	1	1	1
<b>T3</b>	0	0	1	1
<b>m± s</b>	0,33±0,57	0,66±0,57	1±0	1,33±0,57
<b>R1</b>	1	1	2	2
<b>R2</b>	0	1	1	2
<b>R3</b>	1	1	1	2
<b>m± s</b>	0,66±0,57	1±0	1,33±0,57	2±0

D’après Les analyses statistiques de la variance à un critère de classification entre les séries témoins et traités de *Piona uncata*, on observe que le *Bti* n’a pas d’effet toxique sur les individus, avec un effet non significatif ( $p>0,05$ ), après 3, 6, 9 et 12 jours de traitements (Tableau 15).

**Tableau 15 :** Analyse de la variance à un critère de classification chez *Piona uncata* (témoins et traités) après 3, 6, 9, 12 jours de traitement au *Bti* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>3 jours</b>	1	0,167	0,167	0,50	0,519
<b>6 jours</b>	1	0,167	0,167	1,00	0,374
<b>9 jours</b>	1	0,167	0,167	1,00	0,374
<b>12 jours</b>	1	0,667	0,667	4,00	0,116



**Fig. 65 :** Effet de la CL50 du *Bti* à l’égard des adultes de *Piona uncata*.

### 3.3.2.3. Effet du *Bti* à l'égard des adultes de *Physa marmorata* :

Les mortalités chez les adultes de *Physa marmorata* traités au *Bti* ainsi que chez les témoins, ont été déterminées en fonction de la CL50 (0,004 µg/ml) introduite et du temps de traitement (3, 6, 9 et 12 jours) (Tableau 16). On a observé des mortalités au niveau des adultes de *Physa marmorata* traités au *Bti* ainsi que chez les témoins. Le taux de mortalité a augmenté à 5% et 26,65% chez les témoins et les traités respectivement, après 12 jours d'exposition (Fig. 66).

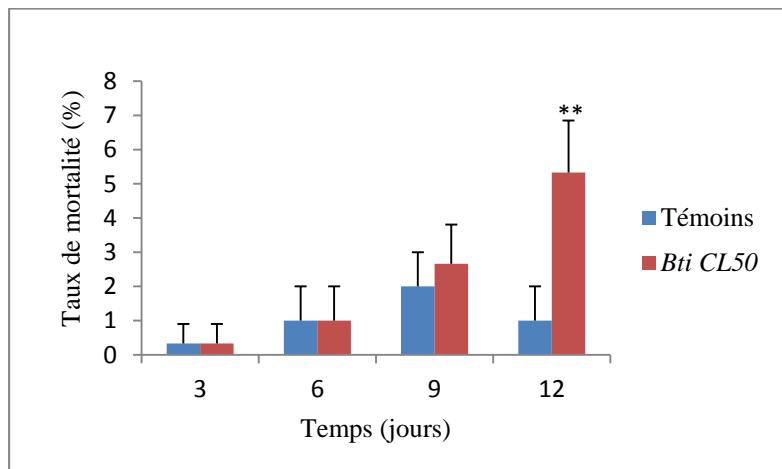
**Tableau 16 :** Effet du *Bti* à l'égard des adultes de *Physa marmorata* traités par la CL50 après 12 jours de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Temps (jours)\Répétitions	3	6	9	12
<b>T1</b>	0	2	2	2
<b>T2</b>	0	0	3	1
<b>T3</b>	1	1	1	0
<b>m±s</b>	0,33±0,57	1±1	2±1	1±1
<b>R1</b>	0	1	4	5
<b>R2</b>	1	0	2	4
<b>R3</b>	0	2	2	7
<b>m±s</b>	0,33±0,57	1±1	2,66±1,15	5,33±1,52

Les analyses statistiques de la variance à un critère de classification, après traitement au *Bti* à la CL50, montrent une toxicité vis-à-vis les individus de *Physa marmorata*, avec un effet hautement significatif ( $p \leq 0,01$ ) après 12 jours de traitement (Tableau 17).

**Tableau 17 :** Analyse de la variance à un critère de classification chez *Physa marmorata* (témoins et traités) après 3, 6, 9, 12 jours de traitement au *Bti* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>3 jours</b>	1	0,000	0,000	0,00	1,000
<b>6 jours</b>	1	0,000	0,000	0,00	1,000
<b>9 jours</b>	1	0,67	0,67	0,57	0,492
<b>12 jours</b>	1	28,17	28,17	16,90	0,015**



**Fig. 66 :** Effet de la CL50 du *Bti* à l’égard des adultes de *Physa marmorata*.

### 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 Myrte est estimé par 0,03 g/ml, l’Eucalyptus est de 0,02 g/ml et le Laurier rose par 0,12 g/ml.

#### 3.4.2. Toxicité des extraits aqueux des plantes à l’égard de *Culex pipiens* :

##### 3.4.2.1. Toxicité du *Myrtus communis* à l’égard de *Culex pipiens* :

Les larves L4 de *Culex pipiens* traités à l’extrait aqueux du *Myrtus communis* 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 de *Myrtus communis* (0,002 g/ml, 0,004 g/ml, 0,009 g/ml, 0,018 g/ml) et le temps de traitements (24, 48 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, 48 et 72h (Tableau 18).

**Tableau 18 :** Concentrations létales 50 et 90 du *Myrtus communis* par application orale sur le 4<sup>ème</sup> stade larvaire de *Culex pipiens* en fonction du temps (heures).

Temps (heures)	Slope	CL50 95% LF (ml)	CL90 95% LF (ml)
24	1,485 (0,728-3,699)	45,32 (17,99-154,2)	199 (17,67-2241)
48	0,99 (0,117-1,876)	14,05 (6,321-31,25)	127,4 (28,91-561,1)
72	4,65 (-15,34-24,65)	12,81 (6,420-25,57)	20,50 (4,951-84,87)

### **3.4.2.2. Toxicité d'*Eucalyptus camaldulensis* à l'égard de *Culex pipiens* :**

Après traitement à l'extrait aqueux d'*Eucalyptus camaldulensis* sur les larves L4 de *Culex pipiens*, 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* (0,003 g/ml, 0,006 g/ml, 0,012 g/ml, 0,02 g/ml) et le temps de traitements (24, 48 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, 48 et 72h (Tableau 19).

**Tableau 19 :** Concentrations létales 50 et 90 d'*Eucalyptus camaldulensis* par application orale sur le 4<sup>ème</sup> stade larvaire de *Culex pipiens* en fonction du temps (heures).

<b>Temps (heures)</b>	<b>Slope</b>	<b>CL50 95% LF (ml)</b>	<b>CL90 95% LF (ml)</b>
<b>24</b>	1,749 (0,05-3,448)	101,5 (60,15-171,2)	353,8 (93,1-1343)
<b>48</b>	0,99 (-0,084-2,273)	45,17 (21,35-95,56)	325,8 (50,81-2089)
<b>72</b>	0,816 (-0,273-1,907)	15,13 (2,353-97,22)	223 (26,99-1842)

### **3.4.2.3. Toxicité du *Nerium oleander* à l'égard de *Culex pipiens* :**

L'extrait aqueux du *Nerium oleander* a été appliqué sur les larves L4 de *Culex pipiens*. Les individus ont montré un trouble d'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 du *Nerium oleander* (0,01 g/ml, 0,03 g/ml, 0,07 g/ml, 0,12 g/ml) et le temps de traitement (24, 48 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, 48 et 72h (Tableau 20).

**Tableau 20 :** Concentrations létales 50 et 90 du *Nerium oleander* par application orale sur le 4<sup>ème</sup> stade larvaire de *Culex pipiens* en fonction du temps (heures).

<b>Temps (heures)</b>	<b>Slope</b>	<b>CL50 95% LF (ml)</b>	<b>CL90 95% LF (ml)</b>
<b>24</b>	1,932(0,561-3,284)	88,84 (60,99-129,4)	278,5 (115,8-670,2)
<b>48</b>	1,81 (0,567-3,343)	64,59 (44,14-94,51)	198,7 (84,81-465,6)
<b>72</b>	2,051 (1,530-2,573)	50,39 (44,37-57,23)	147,1 (110,7-195,3)

### 3.4.3. Effet du *Myrtus communis* à l'égard des espèces non ciblées :

#### 3.4.3.1. Effet du *Myrtus communis* à l'égard des adultes d'*Eylais hamata* :

Après introduction de la CL50 = 0,006 g/ml chez les espèces non ciblées, on a observé une variation de mortalité. Les individus *d'Eylais hamata* ont montré une très forte mortalité après seulement 24 h, les espèces montrent une faible activité, suivie par la mort et le rétrécissement des corps. Un blanchissement des pattes apparaît après les 72 h. Le nombre de morts a été déterminé en fonction de la CL50 (0,006 g/ml) introduite et du temps de traitement (24, 48 et 72h) (Tableau. 21). Le taux de mortalité a augmenté chez les témoins et les traités à 1,65% et à 98,3% respectivement, après 24h d'exposition (Fig. 67).

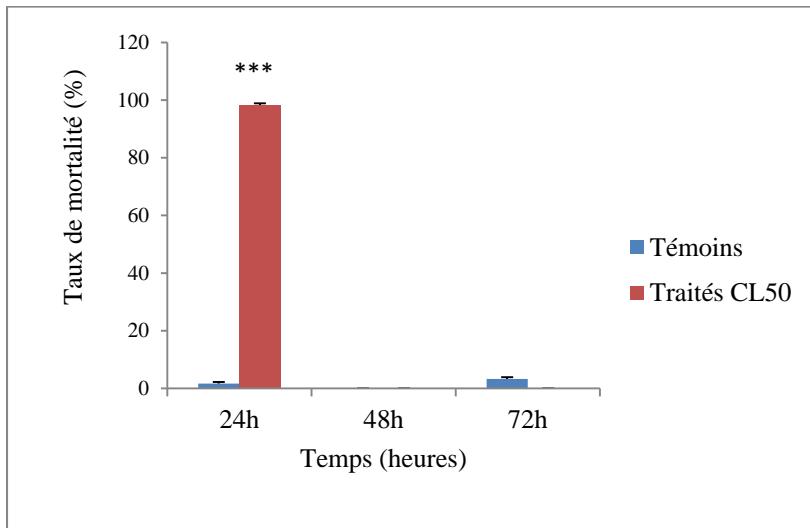
**Tableau 21** : Effet du *Myrtus communis* à l'égard des adultes d'*Eylais hamata* traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Temps (heures)\Répétitions	24	48	72
T1	1	0	0
T2	0	0	1
T3	0	0	1
m±s	0,33±0,57	0±0	0,66±0,57
R1	20	0	0
R2	20	0	0
R3	19	0	0
m±s	19,66±0,57	0±0	0±0

L'analyse de la variance à un critère de classification, après traitement au *Myrtus communis* à la CL50, montre une toxicité vis-à-vis les individus *d'Eylais hamata*, avec un effet très hautement significatif ( $p \leq 0,000$ ) après 24h jours de traitement (Tableau 22).

**Tableau 22** : Analyse de la variance à un critère de classification chez *Eylais hamata* (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au *Myrtus communis* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>24 heures</b>	1	560,667	560,667	1682,00	0,000***
<b>48 heures</b>	1	0,000	0,000	-	-
<b>72 heures</b>	1	0,667	0,667	4,00	0,116



**Fig. 67 :** Effet de la CL50 du *Myrtus communis* à l’égard des adultes d’*Eylaia hamata*.

#### 3.4.3.2. Effet du *Myrtus communis* à l’égard des adultes de *Piona uncata* :

L’extract aqueux du *Myrtus communis* montre un effet toxique à l’égard des individus de *Piona uncata* malgré la résistance des espèces. La mort totale apparaît après 48h, sans changement d’aspect du corps des individus. Le nombre de morts a été enregistré après 24, 48, 72h d’exposition sous l’effet de la CL50 (0,006 g/ml) (Tableau 23). Le taux de mortalité a augmenté chez les témoins et les traités à 1,65% et à 56,65% respectivement, après 48h d’exposition (Fig. 68).

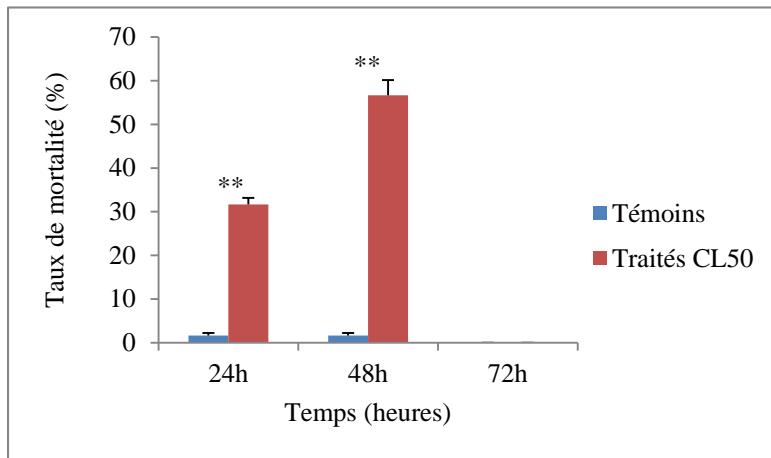
**Tableau 23 :** Effet du *Myrtus communis* à l’égard des adultes de *Piona uncata* traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Temps (heures)\Répétitions	24	48	72
T1	1	1	0
T2	0	0	0
T3	0	0	0
m± s	0,33±0,57	0,33±0,57	0±0
RI	8	8	0
R2	5	15	0
R2	6	11	0
m± s	6,33±1,52	11,33±3,51	0±0

L’analyse de la variance à un critère de classification, après traitement au *Myrtus communis* à la CL50, montrent une toxicité vis-à-vis les individus de *Piona uncata*, avec un effet hautement significatif ( $p \leq 0,001$ ) après 24h et 48h de traitement respectivement (Tableau 24).

**Tableau 24** : Analyse de la variance à un critère de classification chez *Piona uncata* (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au *Myrtus communis* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>24 heures</b>	1	54,00	54,00	40,50	0,003**
<b>48 heures</b>	1	181,50	181,50	28,66	0,006**
<b>72 heures</b>	1	0,00	0,00	-	-



**Fig. 68** : Effet de la CL50 du *Myrtus communis* à l’égard des adultes de *Piona uncata*.

### 3.4.3.3. Effet du *Myrtus communis* à l’égard des adultes de *Physa marmorata*:

Les gastéropodes *Physa marmorata* montrent une toxicité en présence de l’extrait aqueux du Myrte, qui se traduit par la mort subite après 24 h. Les physes se montrent inactives après 24h avec blanchissement du corps. On a enregistré un nombre de morts qui a été déterminés en fonction de la CL50 (0,006 g/ml) introduite et du temps d’exposition (24, 48, 72h) (Tableau 25). Le taux de mortalité a augmenté chez les témoins et les traités à 1,65% et à 98,3% respectivement, après 24h d’exposition (Fig. 69).

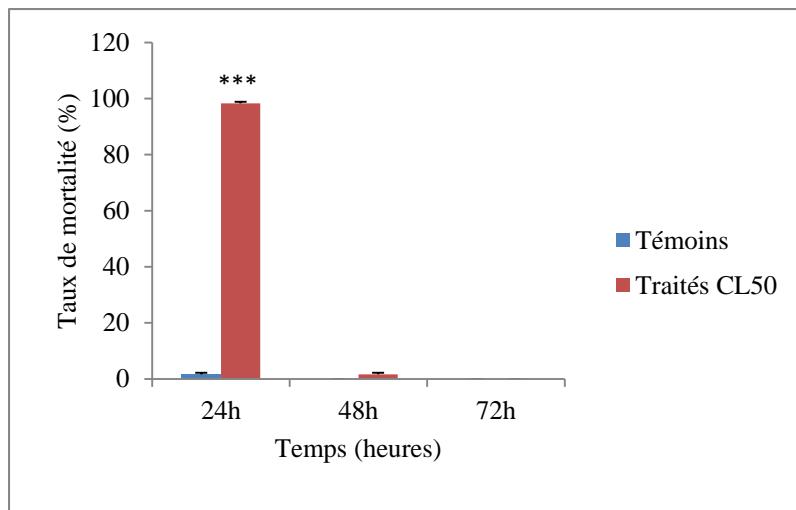
**Tableau 25 :** Effet du *Myrtus communis* à l’égard des adultes de *Physa marmorata* traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Temps (heures)\Répétition	24	48	72
T1	0	0	0
T2	0	0	0
T3	1	0	0
m±s	0,33±0,57	0±0	0±0
RI	20	0	0
R2	20	0	0
R2	19	1	0
m±s	19,66±0,57	0,33±0,57	0±0

L’analyse de la variance à un critère de classification, après traitement au *Myrtus communis* à la CL50, montrent une toxicité vis-à-vis les individus de *Physa marmorata*, avec un effet très hautement significatif ( $p \leq 0,001$ ) après 24h de traitement (Tableau 26).

**Tableau 26 :** Analyse de la variance à un critère de classification chez *Physa marmorata* (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au *Myrtus communis* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>24 heures</b>	1	560,667	560,667	1682,00	0,000***
<b>48 heures</b>	1	0,167	0,167	1,00	0,374
<b>72 heures</b>	1	0,00	0,00	-	-



**Fig. 69 :** Effet de la CL50 du *Myrtus communis* à l’égard des adultes de *Physa marmorata*.

### 3.4.4. Effet d'*Eucalyptus camaldulensis* à l'égard des espèces non ciblées :

#### 3.4.4.1. Effet d'*Eucalyptus camaldulensis* à l'égard des adultes d'*Eylais hamata* :

L'effet de l'extrait aqueux d'*Eucalyptus* a été observé chez les espèces non ciblées d'une manière différentes. Après introduction de la CL50 (0,01 g/ml), les individus *d'Eylais hamata* ont montré une forte mortalité après 24 h (Tableau 27). On a aussi enregistré des taux de mortalité de 1,65% et 96,65% chez les témoins et les traités respectivement, après 24 h d'exposition (Fig. 70).

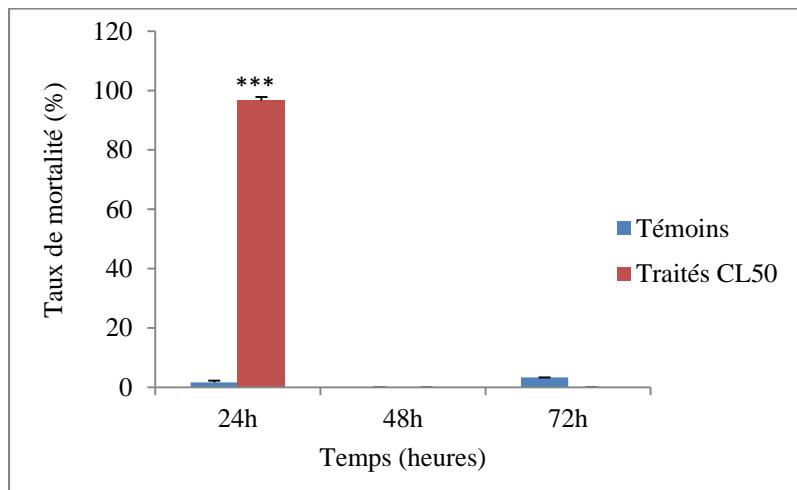
**Tableau 27** : Effet d'*Eucalyptus camaldulensis* à l'égard des adultes d'*Eylais hamata* traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Temps (heures)	24	48	72
Répétitions			
T1	1	0	0
T2	0	0	1
T3	0	0	1
m± s	0,33±0,57	0±0	0,66±0,57
RI	20	0	0
R2	20	0	0
R2	18	0	0
m± s	19,33±1,15	0±0	0±0

L'analyse de la variance à un critère de classification, après traitement à l'*Eucalyptus camaldulensis* à la CL50, montrent une toxicité vis-à-vis les individus *d'Eylais hamata*, avec un effet très hautement significatif ( $p \leq 0,001$ ) après 24h de traitement (Tableau 28).

**Tableau 28** : Analyse de la variance à un critère de classification chez *Eylais hamata* (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement par l'*Eucalyptus camaldulensis* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>24 heures</b>	1	541,500	541,500	649,80	0,000***
<b>48 heures</b>	1	0,00	0,00	-	-
<b>72 heures</b>	1	0,667	0,667	4,00	0,116



**Fig. 70 :** Effet de la CL50 d'*Eucalyptus camaldulensis* à l'égard des adultes d'*Eylaia hamata*.

#### 3.4.4.2. Effet d'*Eucalyptus camaldulensis* à l'égard des adultes de *Piona uncata* :

Après introduction de la CL50 (0,01 g/ml), les individus de *Piona uncata* ont montré une très faible mortalité après 24, 48, 72 h de traitement (Tableau 29). On a aussi enregistré des taux de mortalité de 1,65% et 6,65% chez les témoins et les traités respectivement, après 72h d'exposition (Fig. 71).

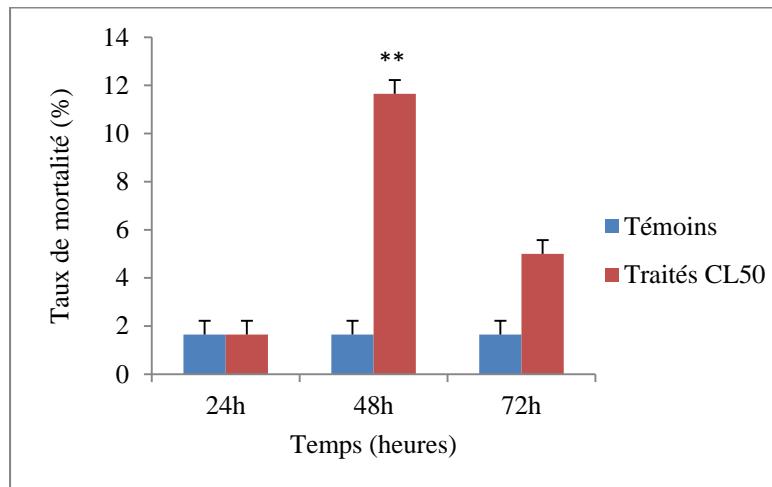
**Tableau 29 :** Effet du d'*Eucalyptus camaldulensis* à l'égard des adultes de *Piona uncata* traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Temps (heures)\Répétitions	24	48	72
T1	1	1	1
T2	0	0	0
T3	0	0	0
m± s	0,33 ±0,57	0,33 ±0,57	0,33± 0,57
RI	0	3	1
R2	1	2	1
R2	0	2	2
m± s	0,33±0,57	2,33±0,57	1,33±0,57

L'analyse statistique de la variance à un critère de classification, après traitement à l'*Eucalyptus camaldulensis* à la CL50, montre une très faible mortalité vis-à-vis les individus de *Piona uncata*, avec un effet hautement significatif entre témoins et traités ( $p \leq 0,01$ ) après 48h de traitement (Tableau 30).

**Tableau 30 :** Analyse de la variance à un critère de classification chez *Piona uncata* (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement par l'*Eucalyptus camaldulensis* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>24 heures</b>	1	0,000	0,000	0,00	1,000
<b>48 heures</b>	1	6,000	6,000	18,00	0,013**
<b>72 heures</b>	1	1,500	1,500	4,50	0,101



**Fig. 71:** Effet de la CL50 d'*Eucalyptus camaldulensis* à l'égard des adultes de *Piona uncata*.

#### 3.4.4.3. Effet d'*Eucalyptus camaldulensis* à l'égard des adultes de *Physa marmorata* :

Après introduction de la CL50 (0,01g/ml) de l'extrait aqueux d'*Eucalyptus camaldulensis*, les individus de *Physa marmorata* ont montré une très forte mortalité après 24, 48, 72h de traitement (Tableau 31). Les taux de mortalité ont été de 1,65% et 96,65% chez les témoins et les traités respectivement, après 72h d'exposition (Fig. 72).

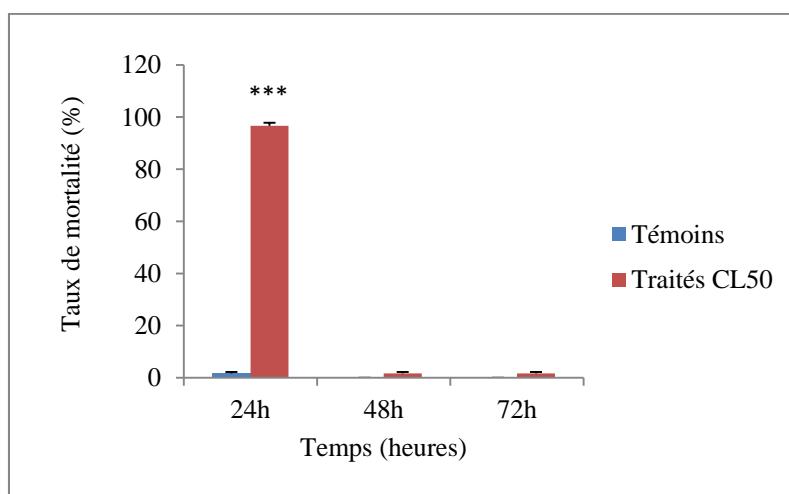
**Tableau 31 :** Effet du d'*Eucalyptus camaldulensis* à l'égard des adultes de *Physa marmorata* traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Temps (heures)\Répétitions	24	48	72
T1	0	0	0
T2	0	0	0
T3	1	0	0
m± s	0,33±0,57	0±0	0±0
RI	20	0	0
R2	20	0	0
R2	18	1	1
m± s	19,33±1,15	0,33±0,57	0,33±0,57

L'analyse statistique de la variance à un critère de classification, après traitement à l'*Eucalyptus camaldulensis* à la CL50, montre une très faible mortalité vis-à-vis les individus de *Physa marmorata*, avec un effet très hautement significatif entre les témoins et les traités ( $p\leq 0,001$ ) après 24h de traitement (Tableau 32).

**Tableau 32 :** Analyse de la variance à un critère de classification chez *Physa marmorata* (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement par l'*Eucalyptus camaldulensis* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>24 heures</b>	1	541,500	541,500	649,80	0,000***
<b>48 heures</b>	1	0,167	0,167	1,00	0,374
<b>72 heures</b>	1	0,167	0,167	1,00	0,374



**Fig. 72 :** Effet de la CL50 d'*Eucalyptus camaldulensis* à l'égard des adultes de *Physa marmorata*.

### 3.4.5. Effet du *Nerium oleander* à l'égard des espèces non ciblées :

#### 3.4.5.1. Effet du *Nerium oleander* à l'égard des adultes d'*Eylais hamata* :

Les résultats montrent une très forte toxicité pour les espèces non ciblées, *Eylais hamata* après seulement 24h, en présence de la CL50 (0,05 g/ml) de l'extrait aqueux du *Nerium oleander*. On a observé des mortalités chez les adultes d'*Eylais hamata* traités au *Nerium oleander*, le nombre de morts a été déterminés en fonction de la CL50 introduite et du temps de traitement (24, 48 et 72h) (Tableau. 33). Le taux de mortalité a augmenté chez les témoins et les traités à 1,65% et à 98,3% respectivement, après 24h d'exposition (Fig. 73).

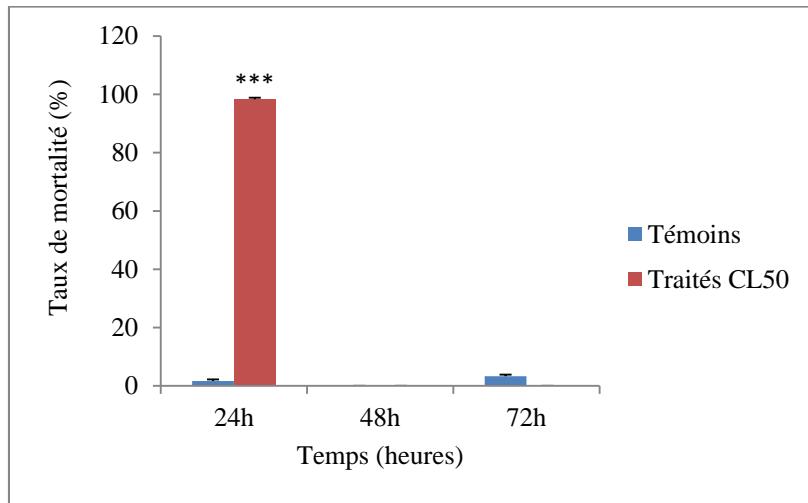
**Tableau 33 :** Effet du *Nerium oleander* à l'égard des adultes d'*Eylais hamata* traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Temps (heures)\Répétitions	24	48	72
T1	1	0	0
T2	0	0	1
T3	0	0	1
m± s	0,33±0,57	0±0	0,66±0,57
RI	20	0	0
R2	19	0	0
R2	20	0	0
m± s	19,66±0,57	0±0	0±0

Après la comparaison entre les témoins et les traités par l'analyse de la variance à un critère de classification, après traitement au *Nerium oleander* à la CL50, on a observé une très forte mortalité vis-à-vis les individus d'*Eylais hamata*, avec un effet très hautement significatif entre les témoins et les traités ( $p \leq 0,001$ ) après 24 h de traitement (Tableau 34).

**Tableau 34 :** Analyse de la variance à un critère de classification chez *Eylais hamata* (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au *Nerium oleander* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>24 heures</b>	1	560,667	560,667	1682,00	0,000***
<b>48 heures</b>	1	0,00	0,00	-	-
<b>72 heures</b>	1	0,667	0,667	4,00	0,116



**Fig. 73 :** Effet de la CL50 du *Nerium oleander* à l’égard des adultes d’*Eylais hamata*.

#### 3.4.5.2. Effet du *Nerium oleander* à l’égard des adultes de *Piona uncata* :

Les résultats montrent une toxicité pour les espèces non ciblées, *Piona uncata*. Après seulement 24 h, en présence de la CL50 (0,05 g/ml) de l’extrait aqueux du *Nerium oleander*, on a observé des mortalités chez les adultes de *Piona uncata* traités, le nombre de morts a été déterminés en fonction de la CL50 introduite et du temps de traitement (24, 48 et 72h) (Tableau 35). Le taux de mortalité a augmenté chez les témoins et les traités à 1,65% et à 96,65% respectivement, après 24 h d’exposition (Fig. 74).

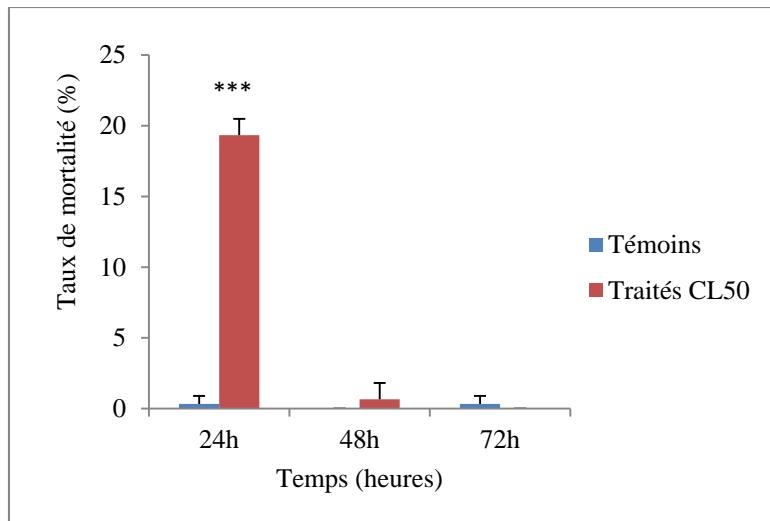
**Tableau 35 :** Effet du *Nerium oleander* à l’égard des adultes de *Piona uncata* traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Temps (heures)\Répétitions	24	48	72
T1	1	0	1
T2	0	0	0
T3	0	0	0
m± s	0,33±0,57	0±0	0,33±0,57
RI	20	0	0
R2	20	0	0
R2	18	2	0
m± s	19,33±1,15	0,66±1,15	0±0

L’analyse de la variance à un critère de classification, entre les témoins et les traités de *Piona uncata*, après traitement au *Nerium oleander* à la CL50, on a observé une mortalité après 24 h avec un effet très hautement significatif entre les témoins et les traités ( $p \leq 0,001$ ) (Tableau 36).

**Tableau 36** : Analyse de la variance à un critère de classification chez *Piona uncata* (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au *Nerium oleander* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>24 heures</b>	1	541,500	541,500	649,80	0,000***
<b>48 heures</b>	1	0,667	0,667	1,00	0,374
<b>72 heures</b>	1	0,167	0,167	1,00	0,374



**Fig. 74** : Effet de la CL50 du *Nerium oleander* à l’égard des adultes de *Piona uncata*.

### 3.4.5.3. Effet du *Nerium oleander* à l’égard des adultes de *Physa marmorata* :

Les résultats montrent une toxicité contre les espèces de *Physa marmorata*, en présence de la CL50 (0,05 g/ml) de l’extrait aqueux du *Nerium oleander*. On a observé des mortalités chez les adultes de *Physa marmorata* traités, le nombre de morts a été déterminés en fonction de la CL50 introduite et du temps de traitement (24, 48, 72h) (Tableau 37). Le taux de mortalité a augmenté chez les témoins et les traités à 1,65% et à 96,65% respectivement, après 24 h d’exposition (Fig. 75).

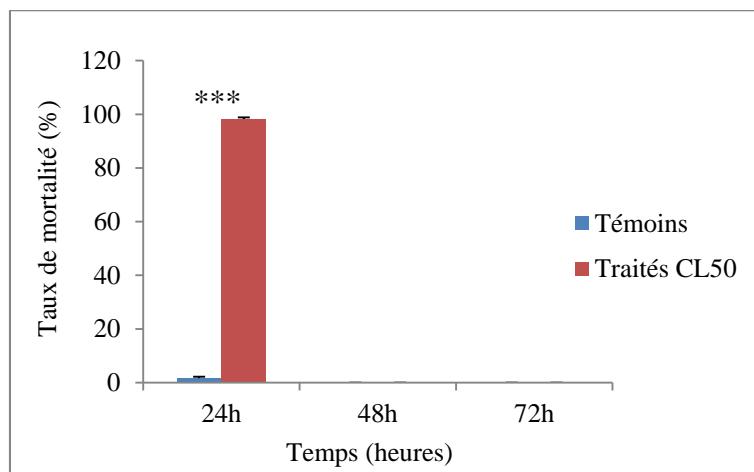
**Tableau 37 :** Effet du *Nerium oleander* à l'égard des adultes de *Physa marmorata* traités par la CL50 après 72 heures de traitement (T : Témoins, R : Traités).

Temps (heures) \ Répétitions	24	48	72
T1	0	0	0
T2	0	0	0
T3	1	0	0
m± s	0,33±0,57	0±0	0±0
RI	20	0	0
R2	20	0	0
R2	19	0	0
m± s	19,66±0,57	0±0	0±0

L'analyse de la variance à un critère de classification pour les témoins et les traités de *Piona uncata*, après traitement au *Nerium oleander* à la CL50, a montré une forte mortalité après 24h avec un effet très hautement significatif entre les témoins et les traités ( $p\leq 0,001$ ), après seulement 24h de traitement (Tableau 38).

**Tableau 38 :** Analyse de la variance à un critère de classification chez *Physa marmorata* (témoins et traités) après 24, 48, 72h de traitement au *Nerium oleander* (CL50).

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>24 heures</b>	1	560,667	560,667	1682,00	0,000***
<b>48 heures</b>	1	0,00	0,00	-	-
<b>72 heures</b>	1	0,00	0,00	-	-



**Fig. 75 :** Effet de la CL50 du *Nerium oleander* à l'égard des adultes de *Physa marmorata*.

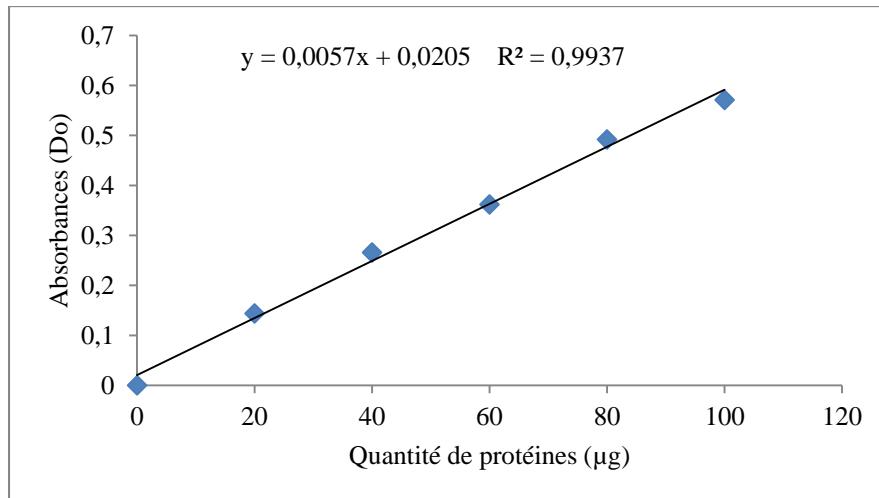
### 3.5. Évaluation de l'activité spécifique de la GST :

#### 3.5.1. Réalisation de la courbe de référence :

Les résultats ont été exprimés par apport à la quantité de protéines ( $\mu\text{g}$ ) obtenue à partir d'une courbe de référence (Tableau 39 ; Fig. 76)

**Tableau 39** : Dosage des protéines : Réalisation de la courbe de référence.

Quantité de BSA ( $\mu\text{g}$ )	0	20	40	60	80	100
Absorbances (Do)	0	0,144	0,266	0,362	0,492	0,571



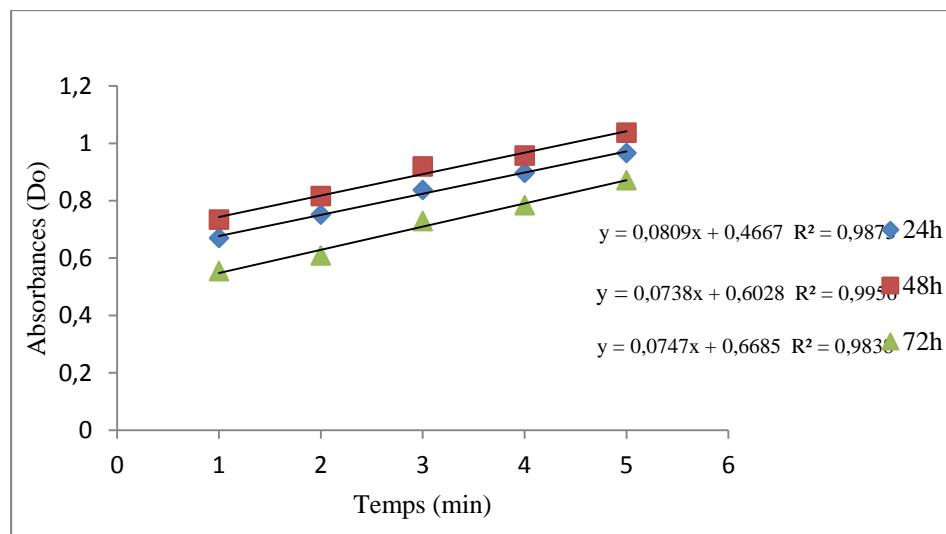
**Fig. 76** : Droite de régression exprimant l'absorbance en fonction de la quantité d'albumine ( $\mu\text{g}$ ).  $R^2$  : coefficient de détermination.

#### 3.5.2. Effet du *Bti* sur l'activité spécifique de la GST chez les adultes d'*Eylais hamata*:

Le *Bti* (CL50 : 0,004  $\mu\text{g/ml}$ ) a été administré par application orale chez les adultes d'*Eylais hamata*. Les effets du *Bti* sur l'activité spécifique de la GST ont été évalués à différents temps (24, 48 et 72h). L'activité spécifique de la GST a été évaluée en utilisant les pentes des droites de régression représentant les absorbances en fonction du temps chez les séries témoins, ainsi que les séries traitées (Tableau 40 ; Fig. 77, Tableau 41 ; Fig. 78).

**Tableau 40 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* témoins : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm (m $\pm$ s ; n=3).

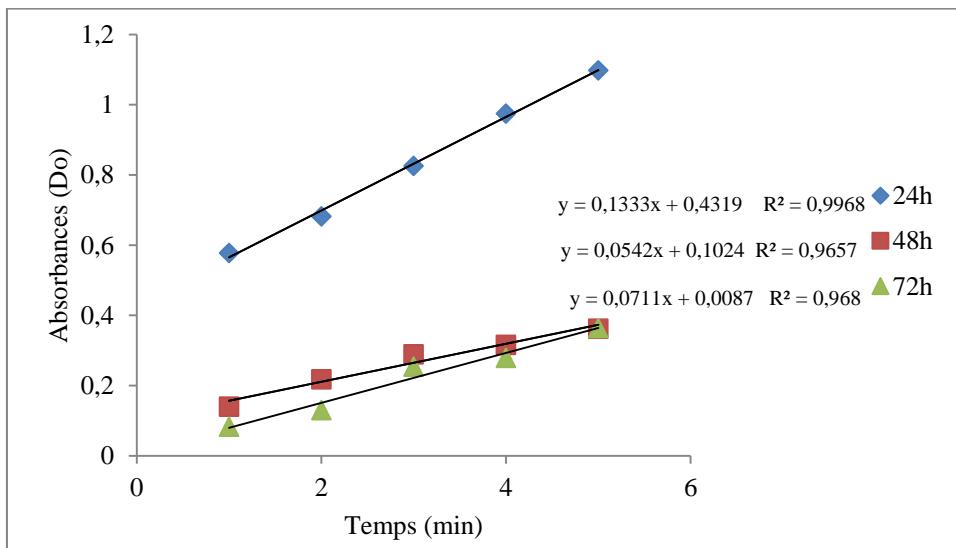
Temps (min)		1	2	3	4	5
Absorbances (Do)	24h	0.670 $\pm$ 0.570	0.751 $\pm$ 0.633	0.837 $\pm$ 0.654	0.897 $\pm$ 0.668	0.966 $\pm$ 0.698
	48h	0.734 $\pm$ 0.400	0.816 $\pm$ 0.369	0.919 $\pm$ 0.342	0.957 $\pm$ 0.347	1.037 $\pm$ 0.353
	72h	0.554 $\pm$ 0.110	0.609 $\pm$ 0.119	0.729 $\pm$ 0.121	0.784 $\pm$ 0.095	0.871 $\pm$ 0.135



**Fig. 77 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* témoins : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm (m $\pm$ s ; n=3).

**Tableau 41:** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* traités au *Bti* (CL50): Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm (m $\pm$ s ; n=3).

Temps (min)		1	2	3	4	5
Absorbances (Do)	24h	0.578 $\pm$ 0.211	0.682 $\pm$ 0.347	0.826 $\pm$ 0.458	0.975 $\pm$ 0.442	1.098 $\pm$ 0.536
	48h	0.140 $\pm$ 0.013	0.218 $\pm$ 0.040	0.289 $\pm$ 0.026	0.316 $\pm$ 0.028	0.362 $\pm$ 0.053
	72h	0.083 $\pm$ 0.030	0.130 $\pm$ 0.020	0.254 $\pm$ 0.088	0.279 $\pm$ 0.084	0.364 $\pm$ 0.009



**Fig. 78 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* traités : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$ ;  $n=3$ ).

On tenant compte des résultats obtenus par le test « t » de Student, l'activité de la GST ( $\mu M/min/mg$  de protéines) augmente d'une manière très hautement significative ( $p \leq 0,000$ ) après 48 et d'une manière hautement significative ( $p \leq 0,01$ ) après 72h chez les séries traités par le *Bti* (CL50 : 0,004  $\mu g/ml$ ) (Tableau 42).

L'étude comparative des moyennes par le test « t » de Student entre les individus témoins et traités, indique que le *Bti* induit une augmentation non significative ( $p > 0,05$ ) après 24h, une augmentation très hautement significative ( $p \leq 0,001$ ) après 48h et une augmentation hautement significative ( $p \leq 0,01$ ) après 72h (Tableau 43, 44 ; Fig. 79).

**Tableau 42 :** Résultat du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaison de l'activité spécifique de la GST chez les adultes d'*Eylais hamata* entre traités à différents temps (24, 48, 72h).

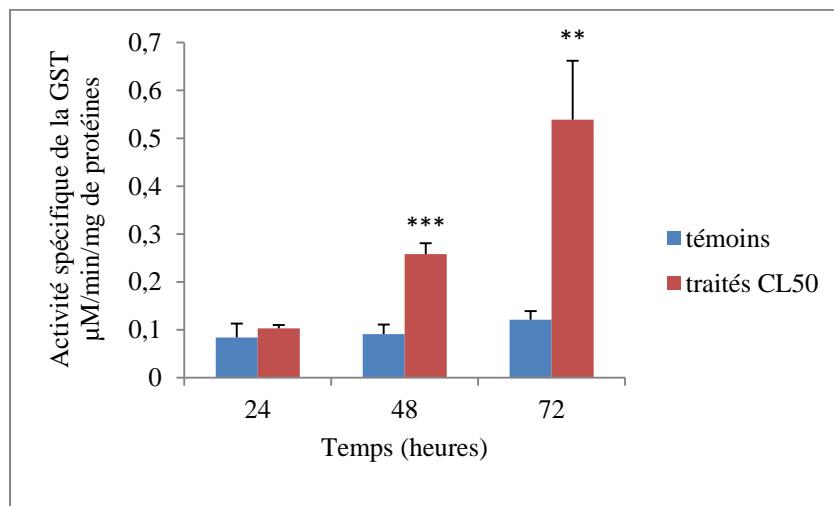
Moyenne par temps (heures)			Paramètres statistiques	
24	48	72	$t_{obs}$	P
0,103	0,258		-11,09	0,000***
	0,258	0,539	-3,85	0,018**

**Tableau 43** : Résultats du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaison de l'activité spécifique de la GST entre témoins et traités adultes d'*Eylais hamata* à 24, 48, 72h.

Temps (heures)	Moyenne		Paramètres statistiques	
	Témoins	Traités	$t_{obs}$	P
<b>24</b>	0,084	0,103	-1,09	0,337
<b>48</b>	0,0910	0,2467	-9,16	0,001***
<b>72</b>	0,121	0,539	-5,77	0,004**

**Tableau 44** : Effet du *Bti* (CL50 : 0,004 µg/ml), sur l'activité spécifique de la glutathion S-transférase (µM/min/mg de protéines) chez *Eylais hamata* ( $m \pm s$ ) : comparaison des moyennes à différents temps pour une même série (lettre minuscules) et pour un même temps entre les différentes séries (lettres en majuscules).

Temps (heures)	Témoins	Traités (CL50)
24	0,084±0,029 A a	0,103±0,007 A a
48	0,091±0,020 A a	0,258±0,023 B b
72	0,121±0,018 A a	0,539±0,123 B c



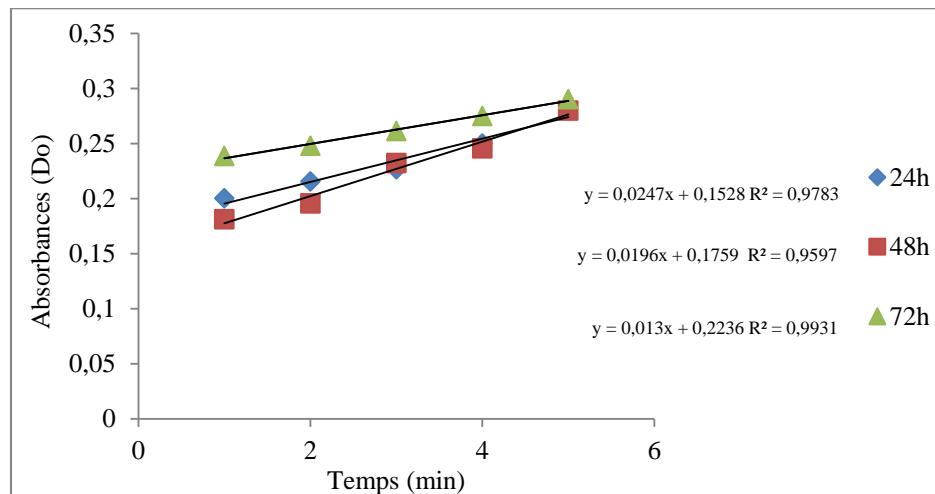
**Fig. 79** : Effet du *Bti* (CL50 : 0,004 µg/ml) sur l'activité spécifique de la glutathion S-transférase (µM/min/mg de protéines) chez les adultes d'*Eylais hamata* ( $m \pm s$ ).

### 3.5.3. Effet du *Bti* sur l'activité spécifique de la GST chez les adultes de *Piona uncata*:

Le *Bti* (CL50 : 0,004 µg/ml) a été administré par application orale chez les adultes de *Piona uncata*. Les effets du *Bti* ont été évalués à différents temps (24, 48 et 72h) après traitement, sur l'activité de la GST. L'activité spécifique de la GST a été évaluée en utilisant les pentes des droites de régression représentant les absorbances en fonction du temps chez les séries témoins et traités (Tableau 45 ; Fig. 80, Tableau 46 ; Fig. 81).

**Tableau 45 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de *Piona uncata* témoins : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm (m±s ; n=3).

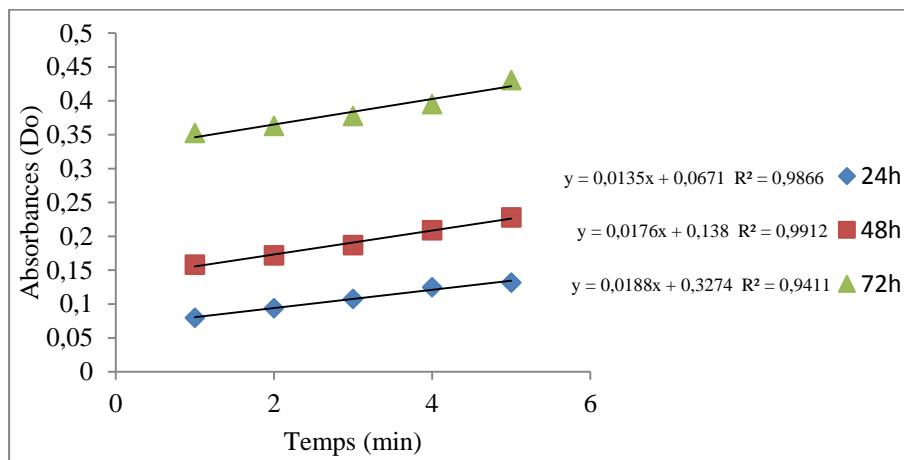
Temps (min)		1	2	3	4	5
Absorbances (Do)	24h	0,200±0,03	0,215±0,02	0,226±0,027	0,250±0,03	0,281±0,05
	48h	0,181±0,01	0,195±0,01	0,232±0,04	0,245±0,05	0,280±0,04
	72h	0,238±0,01	0,248±0,02	0,261±0,02	0,275±0,02	0,290±0,02



**Fig. 80 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de *Piona uncata* témoins : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm (m±s ; n=3).

**Tableau 46 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de *Piona uncata* traités au *Bti* (CL50): Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$  ; n=3).

Temps (min)		1	2	3	4	5
Absorbance (Do)	24h	0,079±0,02	0,094±0,01	0,107±0,02	0,125±0,03	0,131±0,03
	48h	0,158±0,04	0,172±0,05	0,187±0,04	0,209±0,06	0,228±0,04
	72h	0,352±0,01	0,363±0,01	0,377±0,01	0,395±0,01	0,430±0,03



**Fig. 81 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de *Piona uncata* traités au *Bti* (CL50): Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$  ; n=3).

La comparaison de l'activité spécifique de la GST ( $\mu M/min/mg$  de protéines) par le test « t » de Student ne montre que aucune signification ( $p>0,05$ ) après 24, 48 et 72h chez les séries traités de *Piona uncata* par le *Bti* (CL50 : 0,004  $\mu g/ml$ ) (Tableau 47). Par contre, l'étude comparative des moyennes par le test « t » de Student entre les individus témoins et traités, indique que le *Bti* induit une augmentation significative après 48h, et une augmentation très hautement significative après 72h (Tableau 48, 49 ; Fig.82).

**Tableau 47 :** Résultat du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaisons de l'activité spécifique de la GST chez les adultes de *Piona uncata* entre traités à différents temps (24, 48, 72h).

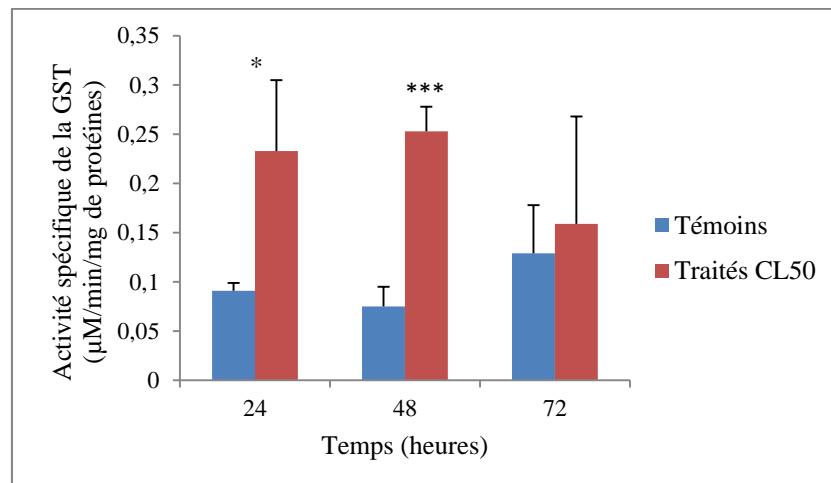
Moyenne par temps (heures)			Paramètres statistiques	
24	48	72	$t_{obs}$	P
0,233	0,253		-0,47	0,666
	0,159		1,46	0,219

**Tableau 48** : Résultats du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaison de l'activité spécifique de la GST entre les témoins et les traités adultes de *Piona uncata*.

Temps (heures)	Moyenne		Paramètres statistiques	
	Témoins	Traités	$t_{obs}$	P
24	0,091	0,233	-3,37	0,028*
48	0,075	0,253	-9,29	0,001***
72	0,129	0,159	-0,43	0,688

**Tableau 49** : Effet du *Bti* (CL50 : 0,004 µg/ml), sur l'activité spécifique de la glutathion S-transférase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) chez *Piona uncata* ( $m \pm s$ ) : comparaison des moyennes à différents temps pour une même série (lettre minuscules) et pour un même temps entre les différentes séries (lettres en majuscules).

Temps (heures)	Témoins	Traités (CL50)
24	$0,091 \pm 0,008$ a	$0,233 \pm 0,07$ B a
48	$0,075 \pm 0,02$ a	$0,253 \pm 0,02$ B a
72	$0,129 \pm 0,04$ a	$0,159 \pm 0,10$ A a



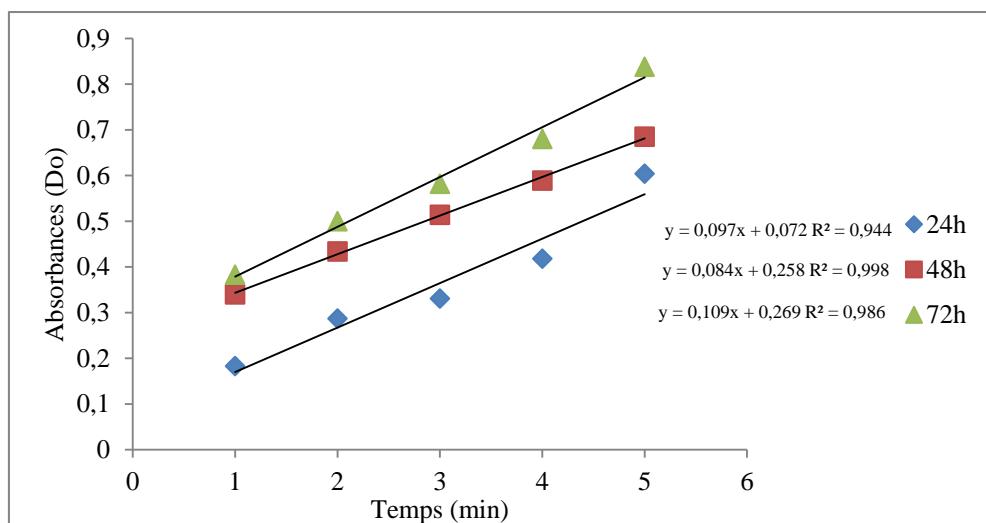
**Fig. 82** : Effet du *Bti* (CL50 : 0,004 µg/ml), sur l'activité spécifique de la glutathion S-transférase ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg}$  de protéines) chez les adultes de *Piona uncata* ( $m \pm s$ ).

### 3.5.4. Effet du *Bti* sur l'activité spécifique de la GST chez les adultes de *Physa marmorata* :

Le *Bti* (CL50 : 0,004 µg/ml) a été administré par application orale chez les adultes de *Physa marmorata*. Les effets du *Bti* ont été évalués à différents temps (24, 48 et 72h) après traitement sur l'activité de la GST. L'activité spécifique de la GST a été évaluée en utilisant les pentes des droites de régression représentant les absorbances en fonction du temps chez les séries témoins (Tableau 50, Fig. 83, Tableau 51 ; Fig. 84).

**Tableau 50 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de *Physa marmorata* témoins : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$  ;  $n=3$ ).

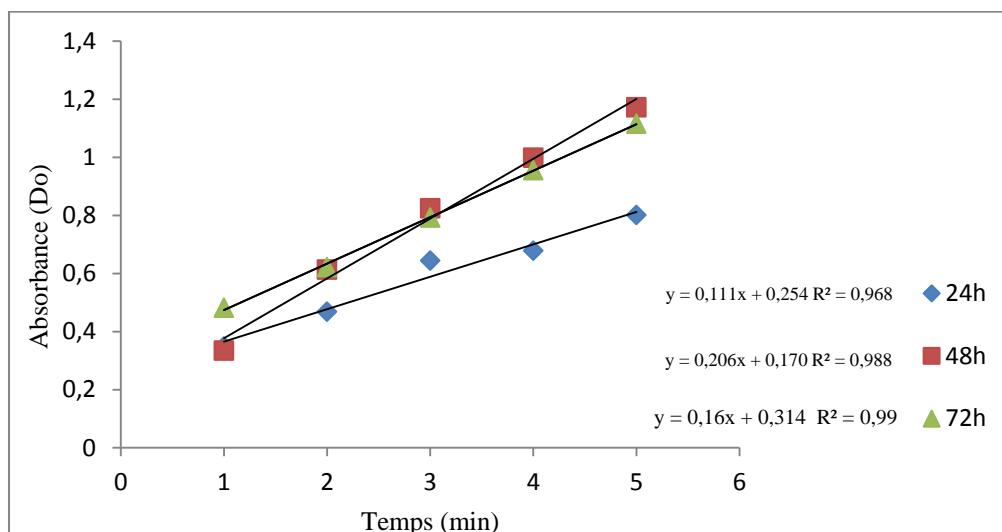
Temps (min)		1	2	3	4	5
Absorbances (Do)	24h	0,183±0,16	0,287±0,06	0,331±0,07	0,418±0,13	0,604±0,11
	48h	0,34±0,07	0,434±0,04	0,514±0,06	0,589±0,06	0,685±0,07
	72h	0,383±0,11	0,5±0,11	0,582±0,12	0,68±0,15	0,838±0,08



**Fig. 83 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de *Physa marmorata* témoins : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$  ;  $n=3$ ).

**Tableau 51 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de *Physa marmorata* traités : Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$  ; n=3).

Temps (min)		1	2	3	4	5
Absorbances (Do)	24h	0,349± 0,01	0,469 ±0,03	0,645 ±0,08	0,679± 0,05	0,802± 0,07
	48h	0,335± 0,02	0,614 ±0,15	0,825± 0,19	0,999 ±0,21	1,173 ±0,25
	72h	0,472± 0,03	0,608 ±0,11	0,971± 0,16	0,971± 0,17	1,145 ±0,21



**Fig. 84 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes de *Physa marmorata* traités au *Bti* (CL50): Densités optiques obtenues à différents temps (24, 48 et 72h) à une longueur d'onde de 340 nm ( $m\pm s$  ; n=3).

Le test « t » de Student montre que l'activité de la GST ( $\mu M/min/mg$  de protéines) augmente chez les séries traités par le *Bti* (CL50 : 0,004  $\mu g/ml$ ) d'une manière significative après 48h. Inversement, après 72h on observe une augmentation non significative ( $p>0,05$ ) (Tableau 52).

L'étude comparative des moyennes par le test « t » de Student entre les individus témoins et traités, indique que le *Bti* induit une augmentation significative après 24h, une augmentation hautement significative après 48h et 72h ( $p\leq 0,01$ ) (Tableau 53, 54 ; Fig.85).

**Tableau 52 :** Résultat du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaison de l'activité spécifique de la GST chez les adultes de *Physa marmorata* entre traités à différents temps (24, 48, 72h).

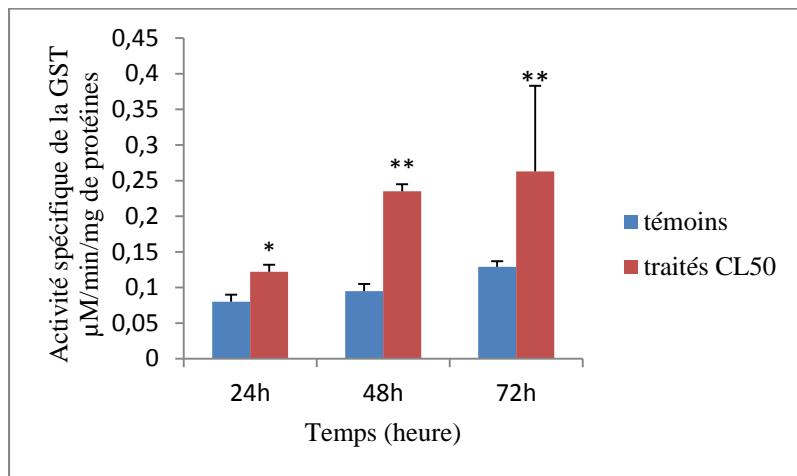
Moyenne par temps (heures)			Paramètres statistiques	
24	48	72	$t_{obs}$	P
0,122	0,235		-3,54	0,024*
	0,235	0,263	-0,70	0,525

**Tableau 53 :** Résultats du test « t » de Student pour échantillons indépendants, comparaison de l'activité spécifique de la GST entre les témoins et les traités adultes de *Physa marmorata*.

Temps (heures)	Moyenne		Paramètres statistiques	
	Témoins	Traités	$t_{obs}$	P
24	0,080	0,122	-3,29	0,030*
48	0,095	0,235	-4,44	0,011**
72	0,129	0,263	-4,84	0,008**

**Tableau 54 :** Effet du *Bti* (CL50 : 0,004 µg/ml) sur l'activité spécifique de la glutathion S-transférase (µM/min/mg de protéines) chez les adultes de *Physa marmorata* ( $m \pm s$ ) : comparaison des moyennes à différents temps pour une même série (lettre minuscules) et pour un même temps entre les différentes séries (lettres en majuscules).

Temps (heures)	Témoins	Traités (CL50)
24	0.080± 0.01 A a	0.122±0.01 B a
48	0.095±0.01 A a	0.235±0.01 B b
72	0.129±0.008 A b	0.263±0.12 B b



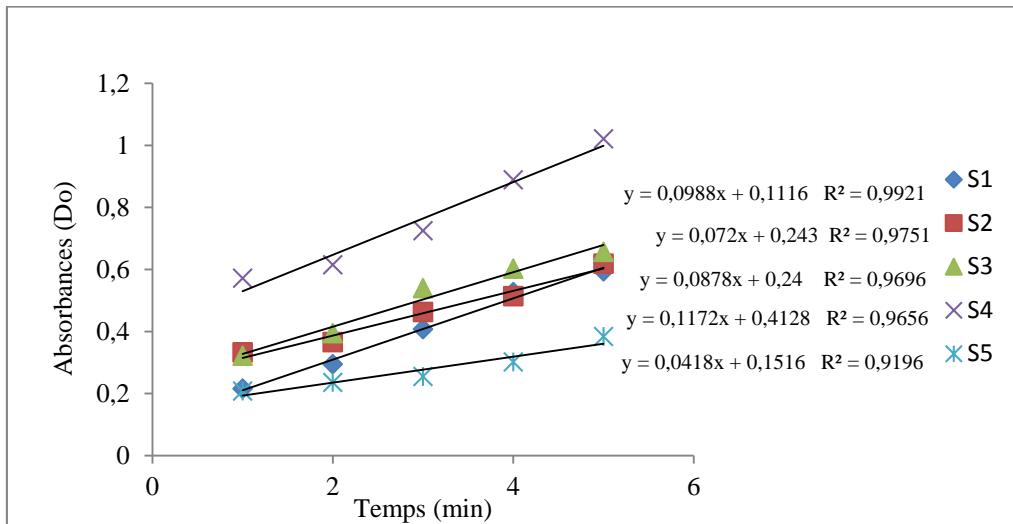
**Fig. 85 :** Effet du *Bti* (CL50 : 0,004 µg/ml), sur l’activité spécifique de la glutathion S-transférase (µM/min/mg de protéines) chez les adultes de *Physa marmorata* (m±s).

### 3.5.5. Activité spécifique de la GST des adultes d'*Eylais hamata* au niveau du Lac des Oiseaux :

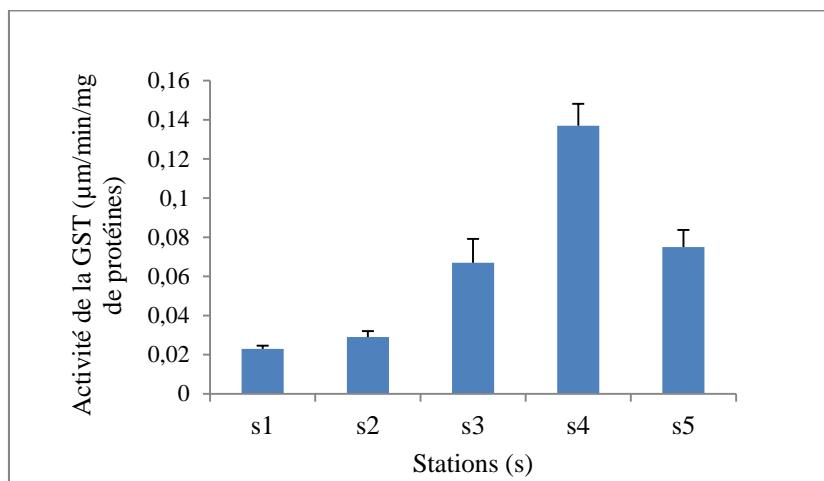
L’échantillonnage des espèces d’*Eylais hamata* a été réalisé au niveau des cinq stations du Lac des Oiseaux, pendant trois mois successifs, Mars, Avril et Mai. La mesure de l’activité enzymatique de la GST a été évaluée chez les individus récoltés, en utilisant les pentes des droites de régression représentant les absorbances en fonction du temps (Tableau 55, 56, 57 ; Fig.86, 88, 90). Les résultats obtenus montrent que la station 1 représente l’activité minimale de la GST (µM/min/mg de protéines), contrairement à la station 4 qui montre l’activité la plus élevée, et c’est pendant les trois mois d’échantillonnage (Fig. 87, 89, 91).

**Tableau 55 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d’*Eylais hamata* prélevés dans les cinq stations du Lac des Oiseaux en mois de Mars: Densités optiques obtenues à une longueur d’onde de 340 nm (m±s ; n=3).

Temps (min)		1	2	3	4	5
Absorbances (Do)	S1	0,216±0,18	0,295±0,31	0,408±0,49	0,527±0,68	0,594±0,77
	S2	0,333±0,16	0,366±0,16	0,463±0,17	0,514±0,19	0,619±0,16
	S3	0,322±0,07	0,395±0,04	0,54±0,07	0,603±0,1	0,657±0,08
	S4	0,572±0,13	0,615±0,12	0,725±0,17	0,889±0,27	1,021±0,37
	S5	0,208±0,15	0,236±0,16	0,255±0,17	0,302±0,18	0,384±0,19



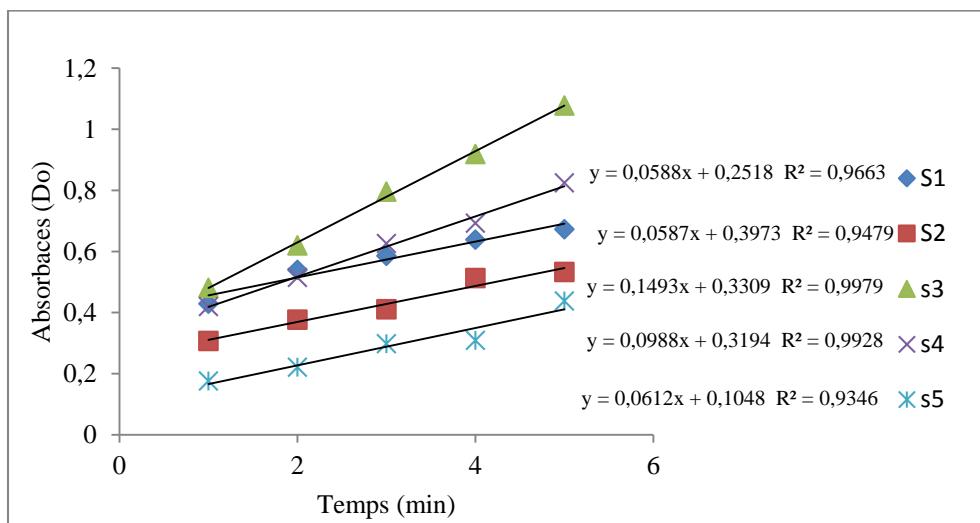
**Fig. 86 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* prélevés en mois de Mars dans les cinq stations : Densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 340 nm ( $m \pm s$  ;  $n=3$ ).



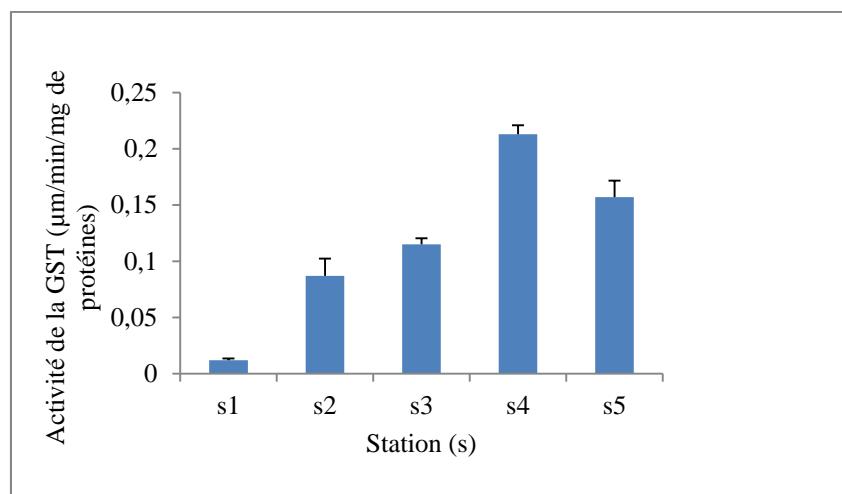
**Fig. 87 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* prélevés en mois de Mars dans les cinq stations ( $m \pm s$  ;  $n=3$ ).

**Tableau 56 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* prélevés dans les cinq stations du Lac des Oiseaux en mois d'Avril: Densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 340 nm ( $m \pm s$  ;  $n=3$ ).

Temps (min)		1	2	3	4	5
Absorbances (Do)	s1	0,429±0,16	0,54±0,33	0,586±0,35	0,639±0,38	0,673±0,36
	s2	0,307±0,18	0,377±0,26	0,411±0,27	0,513±0,30	0,533±0,35
	s3	0,481±0,05	0,62±0,04	0,796±0,01	0,919±0,04	1,078±0,02
	s4	0,42±0,04	0,515±0,01	0,626±0,03	0,693±0,02	0,825±0,13
	s5	0,176±0,03	0,221±0,06	0,298±0,07	0,309±0,08	0,438±0,07



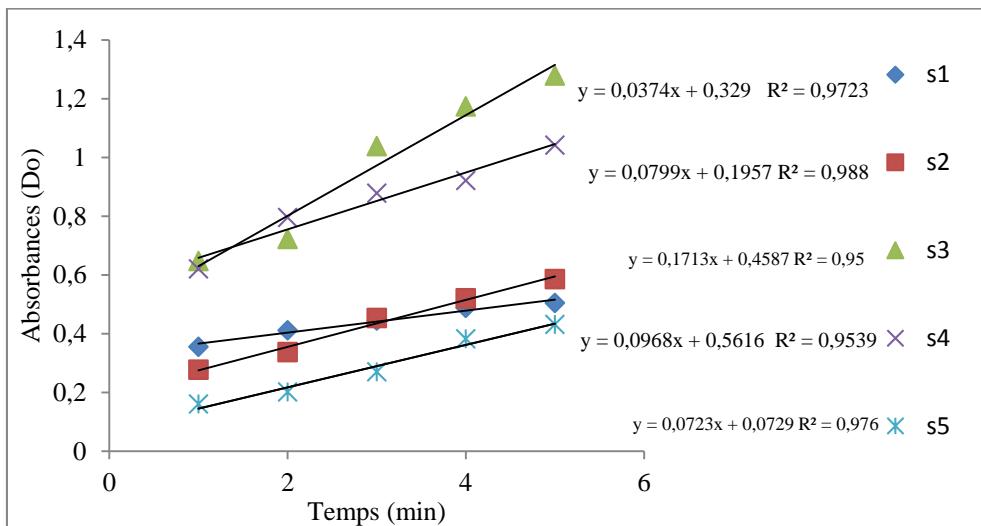
**Fig. 88 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* prélevés en mois d'Avril dans les cinq stations : Densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 340 nm ( $m \pm s$  ;  $n=3$ ).



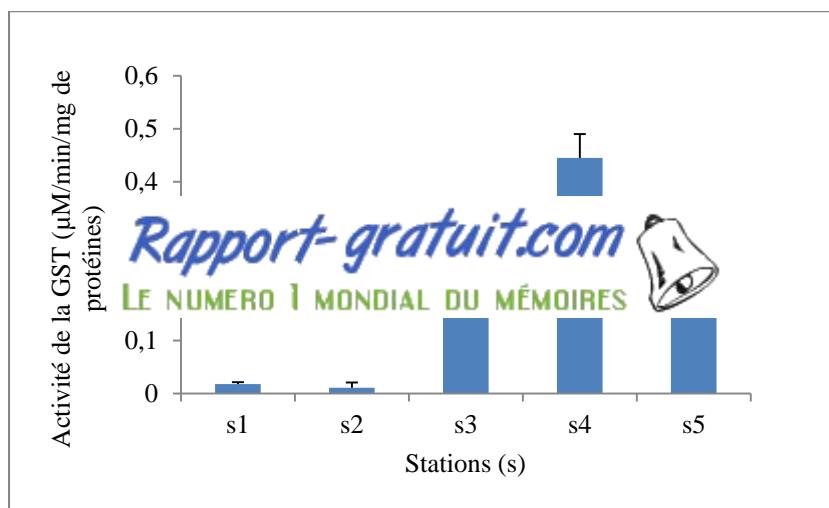
**Fig. 89 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* prélevés en mois d'Avril dans les cinq stations ( $m \pm s$  ;  $n=3$ ).

**Tableau 57 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* prélevés dans les cinq stations du Lac des Oiseaux en mois de Mai: Densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 340 nm ( $m \pm s$  ;  $n=3$ ).

Temps (min)	1	2	3	4	5
Absorbances (Do)	0,356±0,04	0,412±0,04	0,445±0,05	0,488±0,06	0,505±0,04
	0,278±0,08	0,338±0,07	0,454±0,08	0,521±0,13	0,586±0,17
	0,648±0,09	0,723±0,12	1,039±0,20	1,174±0,12	1,279±0,12
	0,621±0,44	0,796±0,67	0,879±0,66	0,922±0,75	1,042±0,72
	0,161±0,07	0,202±0,09	0,271±0,09	0,383±0,12	0,432±0,14



**Fig. 90 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* prélevés en mois d'Avril dans les cinq stations : Densités optiques obtenues à une longueur d'onde de 340 nm ( $m \pm s$  ;  $n=3$ ).



**Fig. 91 :** Activité de la glutathion S-transférase (GST) chez les adultes d'*Eylais hamata* prélevés en mois de Mai dans les cinq stations ( $m \pm s$  ;  $n=3$ ).

Une étude comparative des moyennes par le test ANOVA à un critère de classification (AV1) de l'activité spécifique de la GST ( $\mu\text{M}/\text{min}/\text{mg de protéines}$ ) aux différentes stations du Lac des Oiseaux, pendant les trois mois successifs, Mars, Avril et Mai, a été réalisée.

Les résultats révèlent une différence très hautement significative ( $p \leq 0,001$ ) entre les cinq stations pendant chaque mois d'étude (Tableau 58). Aussi, la comparaison de l'activité enzymatique de la GST pour les stations indépendamment pendant chaque mois d'étude a montré une différence très hautement significative ( $p \leq 0,001$ ) pour les quatre premières stations, la station 5 avec une différence hautement significative ( $p \leq 0,01$ ) (Tableau 59).

**Tableau 58 :** Analyse de la variance à un critère de classification de l'activité spécifique de la GST chez *Eylais hamata* pendant les mois Mars, Avril, Mai, en fonction des cinq stations.

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>Mars</b>	4	0,034	0,008	119,34	0,000***
<b>Avril</b>	4	0,068	0,017	154,87	0,000***
<b>Mai</b>	4	0,318	0,079	60,81	0,000***

**Tableau 59 :** Analyse de la variance à un critère de classification de l'activité spécifique de la GST chez *Eylais hamata* pour les cinq stations en fonction des mois Mars, Avril, Mai.

Source de variation	DDL	SCE	CM	F <sub>obs.</sub>	P
<b>Station 1</b>	2	0,0003	0,0001	31,95	0,001***
<b>Station 2</b>	2	0,012	0,006	53,79	0,000***
<b>Station 3</b>	2	0,042	0,021	71,68	0,000***
<b>Station 4</b>	2	0,161	0,080	108,83	0,000***
<b>Station 5</b>	2	0,034	0,017	12,94	0,007**

### 3.6. Paramètres Physico-chimiques du Lac des Oiseaux:

Les paramètres physicochimiques au niveau du Lac des Oiseaux ont été enregistrés dans les deux stations, le changement des valeurs des paramètres a été signalé pour la quantité de l'Oxygène dissous, les Nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ), et l'Orthophosphate. Le reste des paramètres ne montrent pas de différence entre les deux stations choisies (Tableau 60). L'analyse physico-chimique au niveau du Lac nous démontre des niveaux élevés de quelques paramètres de toxicité aquatique, tels que le pH, l'Oxygène dissous, la conductivité, les Nitrates et l'Ammonium. Ces paramètres révèlent la perturbation de l'état naturelle de la réserve.

**Tableau 60 :** Paramètres physicochimiques des deux stations au niveau du Lac des Oiseaux pendant le Mois de Mai 2014.

Paramètres	Station 1	Station 2
<b>pH</b>	10	8
<b>T (C°)</b>	21,5°	21,5°
<b>O<sub>2</sub> dissous (ml/l)</b>	7,58	4,4
<b>Conductivité (µS/cm)</b>	540	593
<b>Salinité (mg/l)</b>	0,2	0,2
<b>Nitrites (NO<sup>2-</sup>) (mg/l)</b>	0,61	0,47
<b>Nitrates (NO<sup>3-</sup>) (mg/l)</b>	0,16	0,08
<b>Ammonium (NH<sup>4+</sup>) (mg/l)</b>	0,50	0,54
<b>Orthophosphate (PO<sub>4</sub><sup>3-</sup>) (mg/l)</b>	1,14	0,47

# *Discussion*

## **4. DISCUSSION**

### **4.1. Identification et biodiversité des hydracariens dans la région d'étude:**

Les hydracariens présentent un intérêt écologique et biologique importants, grâce à leur biodiversité, leur rôle bioindicateur au niveau du biotope aquatique et leur Potentiel prédateur à l'égard des Culicidae. Ils comportent plus de 6000 espèces décrites dans plus de 40 familles dans le monde entier ([Walter et al., 2009](#)). Dans ce cadre, la grande diversité d'espèces d'hydracariens (Acari : Hydrachnida) dans les habitats d'eau douce est remarquable. Peut-être, leurs succès écologiques et évolutionnaires peuvent être attribués à l'utilisation des insectes comme vecteurs de dispersion. Cependant, le Nord Africain, présente un terrain peu exploité, vis-à-vis la biodiversité des hydracariens. Les hydracariens recensés au niveau des gites inspectés, sont représentés par les espèces de *Piona uncata*, *Piona nodata*, *Piona sp*, *Hydrachna murati*, *Eupatra rotunda*, *Hydryphante ruber*, *Eylais hamata*. L'observation du comportement des hydracariens au sein du Lac des Oiseaux démontre que ces espèces favorisent une température moyenne, et c'est par rapport à leur nombre trouvé pendant toute l'année. Une préférence pour les niveaux d'eau les plus bas, qui varie entre 10 et 30 cm de profondeur et les saisons relativement chaudes. Cela peut s'expliquer par les besoins naturelles des hydracariens, pour se reproduire, s'alimenter par les insectes aquatiques, respirer l'Oxygène atmosphérique et se disperser dans leur milieu de vie. Les hydracariens nagent dans des directions changeantes, dans la zone limnétique, atteignant des valeurs au-dessus de 100 ind.m<sup>-3</sup> ([Gliwicz et Biesiadka, 1975](#) ; [Riessen, 1982a](#)). Au Lac des Oiseaux, ces organismes se réfugient dans les herbes dans l'eau, et aussi dans le sédiment au fond du Lac. Ils nagent avec une vitesse relativement moyenne. Les individus d'*Eylais hamata*, qui sont trouvés en abondance dans le Lac, se nourrissent des larves de moustiques, des larves d'odonates, mais surtout des crustacés qui se trouvent en grand nombre. Ils sont d'excellents prédateurs d'insectes aquatiques et semi-aquatiques ([Laird, 1947](#) ; [Smith & Cook, 1991](#) ; [Esteva et al., 2006](#)). Les femelles pondent les œufs sur les différents substrats dans l'eau, sur les herbes, feuilles et tiges, sur les substrats dures, les pierres, les troncs d'arbres flottant dans l'eau, les coquille d'escargot. Leur ponte commence en printemps et se poursuit jusqu'au mois de Juin, à la fin de ce mois, on observe un pique de ponte, les amas rouges d'œufs couvrent la quasi-totalité de la surface du bord du Lac. À ce moment, on a observé une disparition des individus d'hydracariens. Ce phénomène peut être expliqué par la mort des femelles après la ponte.

Des études anciennes sur la biodiversité des hydracariens ont été menées afin de mieux connaître la distribution de ces espèces. [Lucas \(1849\)](#) a décrit quatre premières espèces échantillonnées dans la région d'Alger, d'autres études menées en Algérie par [Gros \(1904\)](#), [Sargent et Sargent \(1904\)](#), [Bendali-Saoudi \(1989, 2006\)](#) et [Gacem et al., \(2013\)](#), ont révélé la présence d'hydracariens dans différentes zones humides. Encore, Selon [Walter \(1924\)](#), seules 6 espèces appartenant à ce groupe ont été signalées à l'époque en Afrique du Nord. Un inventaire plus récent réalisé au niveau du lac Tonga

a permis d'identifier six espèces appartenant aux familles des Pionidae, des Unionicolidae, des Eylaïdae, des Arrenuridae et des Hydrachnidae (Bendali-Saoudi *et al.*, 2013 ; Bendali-Saoudi *et al.*, 2014).

Toute fois, l'étude des hydracariens en Algérie n'est pas encore bien entreprise. Ainsi, leur identification s'avère toujours délicate, car, l'absence de certains détails de description rend leur identification peu sûre (Walter, 1924). Il est donc très difficile de décrire les espèces d'hydracariens par rapport à leurs descendants (Viets, 1956 ; Cook 1974). De plus, La détérioration des zones humides dans ces dernières décennies, qui abritent une grande biodiversité aquatique, peut être à l'origine de la raréfaction des hydracariens de plus en plus dans leur milieu de vie. Car selon l'INRA, Comme dans tous les compartiments écologiques, la contamination du milieu par des produits phytosanitaires engendre un dysfonctionnement des écosystèmes par la disparition d'espèces naturellement présents et la prolifération d'espèces opportunistes. Ainsi, on peut observer l'impact d'une pollution tout au long de la chaîne trophique.

#### **4.2. Toxicité du *Bacillus thuringiensis israelensis* :**

L'utilisation d'insecticides conventionnels a été toujours le moyen de lutte contre les insectes indésirables comme les Culicidae. Néanmoins, ces espèces sont très répandues dans le monde et en Algérie (Bouabida *et al.*, 2012 ; Bendali-Saoudi *et al.*, 2013 ; Boudemagh *et al.*, 2013). Également, elles sont vectrices de beaucoup de maladies et de virus connus à travers le monde, et plusieurs travaux de lutte chimique contre ces agents nuisibles ont été menées (Boudjelida *et al.*, 2002 ; Rehimi & Soltani, 2002 ; Tine-Djebar & Soltani, 2008 ; Soltani *et al.*, 2010 ; Djeghader *et al.*, 2013 ; Djeghader *et al.*, 2014). Le moustique du genre *Culex* est responsable de la transmission de beaucoup de maladies et de virus chez l'être humain et les animaux. Il est également responsable de l'infection par le Plasmodium, le virus responsable du Paludisme (Lourenço-de-Oliveira & De Castro, 1991 ; Reiter & Lapointe, 2009), le *Culex pipiens* est aussi un vecteur redoutable du virus West Nile (Apperson *et al.*, 2004 ; Kilpatrick *et al.*, 2005 ; Balenghien *et al.*, 2008 ; L'Ambert *et al.*, 2012). Les espèces de *Culex pipiens* sont aussi riches en réserves métaboliques, comparant à d'autres espèces de Culicidae (Tine-Djebar *et al.*, 2011). Toutefois, ces espèces ont réussi à développer leurs systèmes de résistance à l'égard des insecticides conventionnels (Georghiou *et al.*, 1975 ; Sinègre *et al.*, 1977 ; Guillemaud *et al.*, 1998 ; Weill *et al.*, 2000 ; Raymond *et al.*, 2001 ; Weill *et al.*, 2003). De ce fait, l'utilisation de la lutte biologique est devenue une alternative essentielle, grâce à son efficacité contre un large spectre d'insectes nuisibles (Boudjelida & Soltani, 2010). Le *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* a été utilisé en grande échelle grâce à sa spécificité pour les Culicidae. Après traitement au biocide, nos résultats montrent un effet toxique du *Bti* à l'égard des larves L4 de *Culex pipiens*. Ainsi, des études en laboratoires et sur champs montrent que le *Bti* a un effet toxique sur les espèces ciblées, comme les Nematocerae, Culicidae, Simuliidae et Chironomidae (Kondo *et al.*, 1992 ; Rey *et al.*, 1998 ; Liber *et al.*, 2000).

*al.*, 1998 ; Bernotienè, 2001 ; Merritt *et al.*, 1989 ; Boisvert & Boisvert, 2000 ; He & Ong, 2000). Son potentiel larvicide a été démontré sur diverses espèces nuisibles, comme les larves de *Culex pipiens* et *Culesita longiareolata* (Aissaoui & Boudjelida, 2014), les larves de *Aedes geniculatus* (Damiens *et al.*, 2011), *Aedes aegypti* (Goldberg & Margalit, 1977 ; de Barjac, 1978), *Anopheles sergentil* (Goldberg & Margalit, 1977), *Anopheles stephensi* (de Barjac, 1978), *Culex pipiens*, *Culex univittatus* et *Uranotaenia unguiculata* (Goldberg & Margalit, 1977). Dans d'autres études, Östman *et al.* (2008) ont observé une réduction de l'abondance des larves de moustiques suite au traitement au *Bti*.

Le *Bti* qui agit spécifiquement sur les Culicidae, contient les spores et les cristaux parasporaux du sérototype de *Bti* H-14 qui doivent être ingérés par les larves de moustique afin de causer la mortalité. Après l'ingestion, les cristaux parasporaux sont solubilisés dans l'intestin moyen larvaire alcalin, suivi de l'activation protéolytique des protéines en cristaux solubles. La toxine se lie à un récepteur au mur des cellules de l'intestin moyen pour former des pores dans la cellule, qui mènent à la mort larvaire (Gill *et al.*, 1992 ; Bauer, 1995). D'où sa spécificité qui réduit les possibilités pour que la bactérie survive en dehors de l'environnement aquatique. Les études sur la croissance de *Bti* en dehors du milieu favorable de l'insecte indiquent une très faible multiplication en dehors de l'hôte (Meadows, 1993).

Le *Bti* a montré un faible effet pour les hydracariens, *Eylais hamata* et *Piona uncata*, et cela est en accord avec les résultats des investigations des études de laboratoire qui ont confirmé la sûreté de l'utilisation du *Bti* en présence des espèces non ciblées (Garcia *et al.*, 1980 ; Wipfli & Merritt 1994). Ainsi, des résultats de recherches sur la densité des invertébrés aquatiques : Mollusca, Oligochaeta, Crustaceae, Hirudinea, Heteroptera, Ephemeroptera, Odonata, Trichoptera, Coleoptera dans différents sites à Druskininkai en Lituanie, n'ont montré aucune différence significative (Bernotienè, 2001; Merritt & Wipfli, 1994). Caquet *et al.* (2011) n'ont pas observé des effets néfastes sur l'abondance de *Nereis diversicolor*, ainsi que sur des larves de moucheurs après traitement au *Bti*. Selon Becker et Margalit (1993), les individus de Cnidaria d'eau douce du genre *Hydra* n'ont pas été affectés par le *Bti* dans des essais en laboratoire à une concentration de 100 mg/l de *Bti*. Pareillement, Becker et Margalit (1993) ont prouvé que les Oligochètes du genre *Tubifex* n'ont pas été affectés par le *Bti* dans des essais en laboratoire à une concentration de 180 mg/l. Pendant six ans d'observation d'aperçu sur les effets du *Bti* sur des invertébrés non-ciblés dans des marécages du Minnesota, Hershey *et al.* (1998) n'ont trouvé aucune différence significative dans l'abondance d'annélides (Oligochaetes y compris) par le control au VectoBac® G dans les endroits traités. De même, Barnes et Chapman (1998) n'ont trouvé aucun effet de VectoBac® 12AS sur l'abondance de crustacés, de mollusques et des larves d'insectes, rassemblés en sédiment des marécages salées tempérées de la Nouvelle-Galles du Sud. D'autres études *in situ* sur les Chironomidés, n'ont trouvé aucune toxicité significative de *Bti* (Charbonneau *et al.*, 1994 ; Lagadic *et al.*, 2002 ; Vinnersten *et al.*, 2009 ; Lundström *et al.*, 2010a). Par contre, Östman *et al* (2008) ont montré une augmentation de la richesse et de l'abondance taxonomiques de protozoaires, après

application de *Bti*. Des changements dans la densité et la richesse des insectes ont été observés dans les milieux humides dans le Minnesota, aux États Unis (Hershey *et al.*, 1998 ; Niemi *et al.*, 1999), mais aucune différence entre les zones traitées par le *Bti* et non traitées ont été observés dans les études ultérieures des mêmes zones humides (Balcer *et al.*, 1999). L'inoffensivité du *Bti* pour les organismes aquatiques peut être expliquée par l'incapacité de ce biocide à être activé à l'intérieur de ces organismes, car les individus non affectés ne présentent pas les conditions nécessaires pour l'activation du *Bti*, ainsi que l'absence de métabolites intermédiaires intervenant à la mobilisation du biocide à l'intérieur du corps vivant. Lacey (2007) a expliqué que les organismes non ciblés qui ne sont pas susceptibles d'être affectés par le *Bti*, ne possèdent pas généralement l'intestin alcalin nécessaire pour dissoudre les cristaux, les enzymes nécessaires pour activer les protoxines et les récepteurs de la membrane cellulaire nécessaires pour lier les toxines. D'où sa sélectivité qui a été prouvée par beaucoup d'étude, des essais en laboratoire et sur terrain ont montré que le *Bti* peut être considéré comme un biocide sans effet et inoffensif pour l'environnement en raison de sa sélectivité (Barnes & Chapman, 1998 ; Boisvert & Lacoursiere, 2004). Ainsi, l'organisation mondiale de la santé a déclaré comme suite : « le *Bti* est sûr pour l'usage dans les environnements aquatiques comprenant des réservoirs d'eau potable pour le contrôle des moustiques, mouches noires et des larves d'insecte nuisibles », (WHO, 1999).

Contrairement aux résultats trouvés, il existe des indications qui montrent que les organismes non ciblés se trouvant dans les milieux humides, peuvent être affectés par les larvicides contenant du *Bti* (Hershey *et al.*, 1998 ; Niemi *et al.*, 1999 ; Boisvert & Boisvert, 2000), ce qui est en accord avec nos résultats concernant les gastéropodes *Physa marmorata* qui ont montré des taux de mortalités significatives suite traitement au *Bti*, et ça peut être du au fait que le *Bti* a un effet néfaste sur le système digestif, qui peut être attribué à l'activité des toxines produites par la bactérie (Abdel-Rahman & Hassanain, 1999). Aussi, El- Emam *et al.* (1996b) ont montré que *B. thuringiensis israelensis* a un fort effet suppressif sur la croissance de la population des escargots de *Biomphalaria alexandrina*. D'autre part Abdel-Rahman et Hassanain, (1999) ont révélé que le *B. thuringiensis kurstaki* (Dipel-2x) a un effet potentiel sur la survie des gastéropodes *Lymnaea natalensis*. Le *Btk* s'est avéré aussi毒ique pour les escargots *Biomphalaria alexandrina* (Gamalat *et al.*, 2011). En outre, Abdel-Megeed et Abdel-Aziz, (1999) ont révélé que le *Btk* (Dipel-2 x) a induit une mortalité de 50 % (CL50) chez *Physa acuta* après 24 h d'exposition à une dose de 270 mg/l. De ce fait, le *Bti* peut affecter des organismes dans différents écosystèmes comme l'eau douce stagnante (Norland & Mulla 1975, Hershey *et al.*, 1998), ainsi que l'eau douce lotique (Car & de Moor 1984 ; Back *et al.*, 1985).

#### 4.3. 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 dirofilariose (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. D'où l'intérêt mondiale de produire et de développer des composés naturels qui remplacent les insecticides de synthèse. 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](#) ; [Rehimi et al., 2010](#) ; [Samuel et al., 2012](#)). 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](#)). L'activité larvicide des extraits de plantes médicinales aromatiques a aussi été démontrée dans les travaux de [Jang et al. \(2002b\)](#), [Papachristos et Stamopoulos \(2002\)](#), [Roy et 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*. Pour notre étude, nous avons testé l'effet des extraits aqueux des trois plantes d'intérêt économique, médicinal et toxique, le *Myrtus communis* L., *l'Eucalyptus camaldulensis* et le *Nerium oleander* L. Les extraits aqueux des trois plantes ont révélé une activité insecticide vis-à-vis les larves du quatrième stade de *Culex pipiens*, 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](#)). En addition, les extract aqueux végétaux ont montré aussi une toxicité différentielles vis-à-vis les espèces non ciblées, *Eylais hamata*, *Piona uncata* et *Physa marmorata*.

[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 3-méthoxy myricétine 7-O- $\alpha$ -L-rhamnopyranoside, 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 brute du composé flavonoïde du *M. 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](#)). Ces résultats confirment l'offensif effet du myrte contre les hydracariens d'*Eylais hamata* et *Piona uncata*, ainsi que les gastéropodes *Physa marmorata*.

La forte activité de l'extrait de feuilles du *Myrtus communis* est peut-être due 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 *Culex pipiens*, ainsi, que les espèces non ciblées de notre étude, les hydracariens et les gastéropodes. L'Eucalyptol, extrait d'Eucalyptus a été testé sur les larves de 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).

Le *Nerium oleander* L. (Apocynaceae) est un arbuste fleurissant à feuilles persistantes qui se développe dans les régions tropicales et subtropicales méditerranéennes (Mohamed, 2000 ; Derwic *et al.*, 2010). Cette plante possède des activités antibactériennes (Derwic *et al.*, 2010 ; Mostaqul *et al.*, 1999), antimicrobiennes (Hussain & Gors, 2004), anti-inflammatoires, antinociceptives (Erdemoglu *et al.*, 2003) et antitumorales (Ali *et al.*, 2010). Il est aussi connu que toutes les parties de cette plante sont toxiques pour l'homme, les animaux, et certains insectes (Adom *et al.*, 2003 ; Barbosa *et al.*, 2008). Aussi, l'extrait aqueux de feuille du *Nerium oleander*, ont été examinés pour l'activité ovicidale, larvicide et répulsive contre l'espèce de *Culex tritaeniorhynchus* et *Culex gelidus* (Kumar *et al.*, 2012), aussi, contre *Anopheles stephensi* pour son activité ovicidal et adulticidal (Roni *et al.*, 2013). Komalamisra *et al.* (2005) ont indiqué que les extraits d'éthanol de feuilles du *Nerium oleander*, ont eu un effet larvicide contre le moustique *Aedes aegypti*, avec une valeur de LC50 de 197.97 mg/l. Une autre application de laurier rose sur les espèces de moustiques de *Culex*, en testant l'extrait d'hexane à partir des fleurs de *Nerium oleander*, les résultats ont montré une activité larvicide avec une valeur de CL50 de 102.54 ppm et 61.11 ppm après 24 et 48 heures respectivement sur le *Culex quinquefasciatus* (Raveen *et al.*, 2014). Sharma *et al.*, (2005) ont enregistré que l'extrait d'éthanol du *Nerium indicum* est trouvé plus efficace que son extrait acétonique contre des larves d'*Anopheles stephensi* et de *Culex quinguefasciatus* avec les valeurs CL50 de 185.99 et 148.05 ppm et 229.28 et 149.43 ppm après 24 et 48 heures d'exposition, respectivement. Les extraits du *Nerium oleander* appliqués sur les larves *Lymantria dispar*, ont montré une activité insecticide sur cette espèce (Kerris *et al.*, 2008). Toutes les parties du *Nerium oleander* peuvent fonctionner comme insecticide efficace, car le laurier rose s'est avéré aussi毒ique contre la mouche *Drosophila melanogaster*, ainsi, on peut déduire que les toxines du *N. oleander* sont très efficaces pour être employées en lutte biologique (Seu & Solis, 2009).

Afin d'observer le comportement alimentaire, ainsi que l'effet toxique du *Nerium oleander* sur l'espèce *Schistocerca gregaria* (sauterelle du désert), les femelles du quatrième stade larvaire ont été nourries par les feuilles du Laurier rose, en mesurant le poids de nourriture ingérée, le poids des excréments, ainsi que le poids des insectes. Les femelles ont consommé en petite quantité les feuilles, toutefois, on a observé un effet toxique sur ces espèces, cet effet toxique est peut-être dû à l'effets des composés secondaires toxiques probablement contenus dans les feuilles de la plantes (Bagari *et al.*,

2013). Dans plusieurs études, on rapporte que les racines, l'écorce, la tige, les feuilles et les fleurs du *Nerium oleander* possèdent une activité insecticide et anti-nutrition contre la *Plutella xylostella* (Grainge *et al.*, 1984).

Le Laurier rose a montré des effets toxiques, sur le développement des stades larvaires, ainsi que nymphals pour les espèces de *Bemisia tabaci* (Aleyrode du tabac) (Homoptera: Aleyrodida) (Rathi & Al-Zubaidi, 2011). L'utilisation du *Nerium oleander* pour le control des larves blanches des coléoptères de Rhizotrogini a provoqué un effet néfaste sur ces insectes et a limité les dommages recensés aux récoltes de blés (Madaci *et al.*, 2008). Cette influence sur le taux des protéines et sur l'activité de L'Acétylcholinestérase pourrait être due a des composés qui se trouvent dans l'extrait de *Nerium oleander* (Merghem, 2001). Nombreux auteurs (Harbone, 1989 ; El Modafar *et al.*, 2000 ; Fernández-Vega *et al.*, 2002) ont signalé l'effet inhibiteur des tanins sur des enzymes contenus dans les organismes traités. Selon Lokesh *et al.*, (2010), les extraits du *Nerium oleander* contiennent des composés actifs qui peuvent éliminer le moustique en affectant leur reproduction. Aussi, la décomposition des feuilles du *Nerium oleander* mène à une désoxygénéation importante des récepteurs aquatiques ayant un effet毒ique sur l'escargot d'eau douce, *Melanopsis preamorsa* (Haddy, 2006).

La toxicité des composés phénoliques est couramment démontrée vis-à-vis certains micro-organismes. Ils traduisent une action inhibitrice de l'activité des enzymes hydrolytiques telles que les péctinases, cellulases et protéases (El Modafar *et al.*, 2000). Le spectre des rayons UV montre que les feuilles de *Nerium oleander* contiennent des acides phénoliques, des flavonoïdes et des tanins, or que le rôle des flavonoïdes est connu comme insecticide, et antibactérien (Auget *et al.*, 1999). Selon le même auteur, les flavonoïdes des feuilles ont un effet répulsif sur les insectes phytophages. Les résultats de l'effet insecticide néfaste de trois extraits de plante, *Eucalyptus camaldulensis* (Myrtaceae), *Nerium oleander* (Apocynaceae) et de *Myrtus communis* (Myrtaceae) ont été étudiés sur le parasite de drupe «*Hyalopterus pruni* » avec quatre concentrations (4, 6, 8 et 10%) (Haji Younis, 2013).

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 extrinsèque, 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; Shaalan *et al.*, 2005).

#### **4. 4. Effet du Bti sur la GST chez les espèces non ciblées *Eylais hamata*, *Piona uncata* et *Physa marmorata*:**

La tolérance des insecticides chez certaines espèces représente une habilité de la population à résister vis-à-vis l'introduction de produits exogènes et parfois polluants dans l'environnement. L'introduction de ces substances favorise l'induction des processus métaboliques de détoxification se

traduisant par l'augmentation de l'activité de certaines enzymes notamment les GSTs (Ishaaya, 2001 ; Wei *et al.*, 2001 ; Enayati *et al.*, 2005 ; Li *et al.*, 2007).

L'activité spécifique de la GST chez les adultes *d'Eylais hamata*, *Piona uncata*, ainsi que *Physa marmorata*, a été évaluée après 24, 48 et 72h après traitement à la CL50 du *Bti*. Les résultats obtenus montrent une induction de l'activité spécifique de la GST chez les espèces traitées. L'augmentation de l'activité de la GST traduit une mise en place du système de détoxification qui est une forme de défense de l'individu contre l'insecticide (Clark, 1989), car la GST est connue comme un mécanisme antioxydant de défense (Chen *et al.*, 2011).

En accord avec nos résultats, l'augmentation de l'activité de la GST a été retrouvée chez l'espèce *Aedes rusticus* suite à l'application du *Bti* (Boyer *et al.*, 2012). Il a été démontré que la GST représente une augmentation suite à l'infection virale dans les cellules de moustique (Lin *et al.*, 2007). Chez d'autre espèce, de lépidoptère, *Galleria mellonella* L. le *Bt* a été appliqué sur les larves, et une augmentation de l'activité de la GST a été observée (Dubovskiy *et al.*, 2008). La réponse au stress de toxicité, est également trouvée suite à l'application des produits chimiques de synthèse. Plusieurs études ont montré l'augmentation de l'activité de la GST chez les acariens scarabés suite au traitement par le pyréthroïde (Pasay *et al.*, 2009). On a observé également une augmentation de l'activité de la GST chez les acariens scarabés *Sarcoptes scabiei* var. *hominis* traités au acaricides Perméthrine et Ivermectine (Mounsey *et al.*, 2010), qui traduit un stress enzymatique. L'évaluation de la réponse enzymatique suite aux produits exogènes indique le fonctionnement enzymatique aux seins des différentes espèces sensibles. Donc, nos résultats sont en cohérence avec les enquêtes précédentes, indiquant que l'infection bactérienne augmente la susceptibilité chez les arthropodes aux insecticides et d'autres produits toxiques exogènes (Shen & Dowd, 1991b ; Lauzon *et al.*, 2003 ; Duron *et al.*, 2006, Kontsedalov *et al.*, 2008).

#### **4.5. Estimation de la qualité du Lac des Oiseaux :**

##### **4.5.1. Activité spécifique de la GST au Lac :**

Le nombre de contaminants toujours croissant dans les écosystèmes aquatiques menace l'environnement (Martinez-Lara *et al.*, 1996). La mesure de variables biologiques est susceptible d'apporter une information sur l'état de l'écosystème aquatique (Leveque, 1997). De ce fait, les variables biologiques sont un complément indispensable au sein d'un programme de surveillance et d'alerte (Lascombe, 1997). En mesurant des activités enzymatiques spécifiques, l'utilisation des biomarqueurs est devenu un outil d'évaluation écotoxicologique important grâce à leur potentiel de détection précoces pour les effets globaux des contaminants (Ahmad *et al.*, 2006 ; Amado *et al.*, 2006 ; Camargo & Martinez, 2006).

Une des plus importantes enzymes de biotransformation de la Phase II sont les glutathion S-transférase (GST), une famille multigénique d'enzymes cytosoliques principalement impliquées dans la conjugaison du tripeptide glutathion (GSH) et impliquée pour une large gamme de xénobiotiques (Mannervik *et al.*, 1985 ; Rao, 2006). Ces enzymes ont été étudiées chez les organismes supérieurs, précisément chez les Mammifères (Mannervik *et al.*, 1985), mais pendant les dernières années, l'utilisation de ces enzymes chez les organismes aquatiques a eu beaucoup d'intérêt, afin de disposer leur usage comme marqueurs biochimiques spécifiques du stress chimique (Machala *et al.*, 1997). Dans ce travail, les hydracariens présente le matériel biologique d'étude. L'espèce d'*Eylais hamata* va servir comme bioindicateur du milieu aquatique car il est connu que l'activité de la GST chez les macroinvertébrés joue un rôle important dans la détoxicification des micropolluants dans l'environnement aquatique (Dierickx, 1984).

Dans une autre étude réalisée par Carvalho-Neta et Abreu-Silva (2010), les échantillons de *Sciades herzbergii* (Ariidae) collectés au niveau de la baie de São Marcos ont montré une activité élevée de la GST au sein des endroits pollués comparé avec un site référence: Caranguejos Crab Island. Dans une autre recherche qui est en accord avec nos résultats, une augmentation de l'activité spécifique de la GST chez les poissons a été due suite à l'exposition aux Polychlorobiphényles (PCBs) (Gadagbui & Goksoyr, 2001). L'activation de la GST peut être due suite à une multiplicité de polluants, de différentes sources comme l'a révélée l'étude de Bello *et al.*, (2001) qui ont montré une élévation de l'activité de la GST chez les poissons après l'exposition à des Hydrocarbures Aromatiques Polycycliques (AHPs) et des pesticides. L'activité de GST a été significativement élevée chez les crabs dans deux sites pollués comparant au site de référence (Lee, 1988).

Les variations significatives observées entre les échantillons des mêmes stations pendant les différents mois suggèrent un effet naturel du fait que le niveau du Lac diminue considérablement pendant la période étudiée. La température qui connaît une forte diminution graduelle pendant les mois d'étude (Mars, Avril, Mai, 2013) qui se succèdent, induit la réduction du niveau d'eau dans le Lac, et de ce fait la concentration des rejets et des polluants augmente. Et en accord avec nos résultats, Amado *et al.*, (2006) dans leur recherche à propos des biomarqueurs chez l'espèce de *Micropogonias furnieri* (Sciaenidae) à partir des sites pollués et non pollués dans l'estuaire Patnoos Lagoon, une claire variation saisonnière dans l'activité de la GST indiquant que l'activité la plus élevée est dans les saisons les plus chaudes. Ainsi, les conditions météorologiques peuvent influencer négativement sur l'évolution des états des milieux aquatiques. De ce fait, le suivi des variations des milieux naturels est lié à plusieurs facteurs biotiques et abiotiques.

#### **4.5.2. Paramètres physico-chimiques :**

Les grilles de qualité physico-chimique doivent être élaborées en cohérence avec les grilles des éléments de qualité biologique en considérant comme base d'analyse, le compartiment biologique le

plus sensible pour chaque indicateur physico-chimique considéré (Courrat *et al.*, 2010). Donc, il est nécessaire de connaître les exigences de l'être vivant en terme de température, de salinité, de transparence, d'Oxygène dissous et de différents xénobiotiques présents dans l'environnement. Les éléments physico-chimiques généraux interviennent essentiellement comme facteurs explicatifs des conditions biologiques.

La température est influencée par l'origine dont elle provient, superficielles ou profondes (Rodier, 1984). La température mesurée au niveau du Lac atteint  $23 < 21.5^{\circ} \geq 20$ , une bonne température selon Taverny *et al.*, (2009), elle est peut être liée à la température de la région, ainsi que les activités des organismes vivants dans l'eau.

Les valeurs du potentiel Hydrogène se situent entre 6 et 8,5 dans les eaux naturelles, en fonction de la nature acide ou basique des terrains traversés (Chapman *et al.*, 1996). Ce paramètre conditionne un grand nombre d'équilibres physico-chimiques, et dépend de facteurs multiples, dont la température et l'origine de l'eau (Ghazali & Zaid, 2013). Les deux stations présentent des pH élevés (pH=10; 8), vu leur rapprochement par rapport aux sources de rejets. Ce déséquilibre du pH perturbe la vie des organismes présents au Lac, ainsi, les pH élevés favorisent l'augmentation des concentrations d'ammoniac toxiques pour les poissons. En effet pour la plupart des espèces aquatiques, la zone optimale de pH pour la reproduction, se situe entre 6 et 7,2. Au-delà de pH 9, on assiste à la mortalité pour de nombreuses espèces (Zongo, 1993).

Le taux d'Oxygène dissous au niveau du Lac des Oiseaux varie entre les stations, au fait, plus la concentration en Oxygène dissous (OD) est proche de la saturation, plus l'aptitude de l'eau à absorber la pollution est grande. L'Oxygène dissous dans la station 1 ( $7,58 \text{ mg/l} \geq 5 \text{ mg/l}$ ) présente un taux de saturation élevé (Daniel & Soudant, 2009), ce qui nous indique un phénomène d'eutrophisation du milieu se traduisant par une activité photosynthétique intense. La station 2 (4,4 ml/l), présente un seuil de saturation moins élevé par rapport à la station 1, mais il reste proche du seuil de saturation ( $\geq 5 \text{ mg/l}$ ) (DCE, 2000). Selon, Gliwicz et Biesiadka, (1975) les hycracariens évitent des concentrations à faible teneur en oxygène. Ce paramètre nous confirme aussi l'importance de l'Oxygène dissous pour la survie des hydracariens, malgré leur respiration trachéenne.

La conductivité est proche pour les deux stations (S1 : $540 \mu\text{s/cm}$ , S2 : $593 \mu\text{s/cm}$ ), mais elle représente une valeur élevée comparant au seuil prédéfini pour l'eau douce, qui est de  $200 \mu\text{s/cm}$ , elle varie selon la présence des électrons dans l'eau, elle est également fonction de la température de l'eau, est plus importante lorsque ce paramètre augmente (Ghazali & Zaid, 2013).

Les nitrates ( $\text{NO}_3^-$ ) se trouvent dans l'eau du Lac à de faibles taux (station1 :  $0,16 \text{ mg/l}$ , station2 :  $0,08 \text{ mg/l}$ ), sa présence est dangereuse pour les poissons d'eau douces à seuils élevés ( $>50 \text{ mg/l}$ ) (Ghazali & Zaid, 2013). Ils sont principalement d'origine agricole en raison du recours aux engrangements azotés, ou bien d'origines industrielles. Il faut retenir qu'une forte concentration en nitrates entraînerait la formation de nitrites nuisibles à la vie aquatique (Birguy, 2008). Les nitrites ( $\text{NO}_2^-$ ) sont

considérés comme étant des ions intermédiaires entre les nitrates et l'azote ammoniacal, ce qui explique les faibles concentrations rencontrées en milieu aquatique (quelques micromoles par litre d'azote nitreux). Une concentration supérieure à 0,10 mg/l ne devrait pas être dépassée (Rodier, 1984). Or, les valeurs dans la station 1 et 2 sont de 0,61mg/l, 0,47 mg/l respectivement. Ce phénomène va perturber la vie des organismes au Lac, entre autres, ils vont influencer la croissance des poissons, aussi par d'autres effets physiologiques qui proviennent de l'inhibition du transport de l'Oxygène dans le sang, ou d'empêcher la respiration cellulaire (Beaux, 1998). D'autres matières azotées, notamment l'ammonium ( $\text{NH}^{4+}$ ) se trouve au niveau du Lac (station 1 : 0,50 mg/l, station 2 : 0,54 mg/l), les valeurs du pH supérieur sont supérieures à 7,5, donc, il peut être transformée en Ammoniaque toxique pour les poissons (Perry et Green, 1997).

Le taux d'Orthophosphate dans la station 1 ( $1 \text{ mg/l} \leq 1,14 \text{ mg/l} < 2 \text{ mg/l}$ ) présente un état médiocre de la qualité de l'eau du Lac. Or que la station 2 (0,47ml/l) se rapproche de l'état moyen ( $0,5 \text{ mg/l} \leq Q90 < 1 \text{ mg/l}$ ) selon la DCE (2000). Les matières phosphorées sont liées généralement à l'érosion des sols, à l'activité agricole (engrais phosphatés), à l'industrie et aux rejets urbains, avec l'utilisation de détergents enrichis en phosphates afin d'adoucir l'eau. L'augmentation du Phosphore va conduire au phénomène d'eutrophisation, donc à la perturbation de la vie des organismes aquatiques.

La salinité des deux stations est de ( $0,2 \text{ mg/l} < 0,5 \text{ mg/l}$ ), elle représente une valeur acceptable pour une eau douce. Il est bien connu que la salinité est l'un des facteurs qui influe la croissance des jacinthes d'eau. Or, la croissance de la jacinthe d'eau atteint souvent des proportions d'infestation alarmante imputable à l'eutrophisation surtout dans les lacs peu profonds dont les bassins versants sont soumis à de multiples activités humaines (Feuchtmayr *et al.*, 2009).

L'état du Lac des Oiseaux montre une perturbation, qui est issu des activités anthropiques au sein de la réserve naturelle. Globalement, les paramètres physicochimiques du Lac des Oiseaux ne présentent pas de variation entre les deux stations, vu leur rapprochement relatif, vu la taille réduite du lac (120 hectares, période pluvieuse, 70 hectares période sèche). Ainsi, cette réserve naturelle est une eau douce endorique, n'ayant aucun échange avec d'autres cours d'eau. D'après Paliwal *et al.*, (2007), il est nécessaire que les canalisations ne doivent pas être autorisés à rejeter les eaux usées dans les cours d'eau sans traitement, et ainsi, des systèmes d'épuration courants comme les lagunages ou la filtration sur sable et gravier, qui sont indispensables. On devrait prétraiter individuellement les effluents avant tout rejet dans les égouts communaux et/ou exceptionnellement dans le milieu naturel.

# *Conclusion et perspectives*

## 5. CONCLUSION ET PERSPECTIVES

La lutte contre les insectes nuisibles dans l'environnement est un important intérêt d'étude, car ces espèces menacent et nuisent la vie de l'être humain et des mammifères en général. Les Culicidae sont vectrices de beaucoup de maladies et de virus à travers le monde entier. La lutte chimique a été utilisée depuis fort longtemps, est devenue la source d'énormes problèmes environnementaux, risque de pollution, danger pour la faune non ciblée ainsi que le phénomène de résistance chez les espèces nuisibles et le coût onéreux de ces produits.

Suite à cela, on a opté pour étudier l'impact d'une lutte biologique intégrée, par un biocide, le *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* sur les espèces de moustique de *Culex pipiens*, ainsi que sur la faune associée non ciblée, présentée par deux espèces d'hydracariens, *Eylais hamata* et *Piona uncata* ainsi que *Physa marmorata* escargot d'eau douce. On a pu réaliser des tests de toxicité qui montrent l'effet毒ique du *Bti* sur les espèces de *Culex pipiens*. Contrairement, ce produit s'est avéré inoffensive à l'égard des hydracariens, mais avec un effet nocif pour les gastéropodes. Aussi, afin de soutenir cette approche de lutte biologique, on a adopté l'utilisation de produits à base de plantes médicinales (*Myrtus communis*, *Eucalyptus camaldulensis*) et de plante toxique (*Nerium oleander*). On a pu constater que ces trois plantes présentent un bon moyen de lutte contre les moustiques, mais elles causent toutefois une toxicité pour nos espèces non visées. De ce fait, on peut en déduire que l'utilisation des produits de plantes doit être modérée, afin de mieux contrôler leurs effets sur les différentes espèces.

Afin d'établir l'importance de la faune associée non visée, on a mesuré l'effet que porte le biocide (*Bti*) sur un biomarqueur de stress oxydatif, la Glutathion S-transférase (GST), et c'est chez les hydracariens et les escargots d'eau douce qu'on a pu remarquer l'effet du stress que produit le *Bti*, ainsi que la réponse immédiate des organismes suite au traitement à ce biocide, traduite par l'induction de l'activité de la GST. Ce qui a prouvé leur importance au point de vue surveillance environnementale. Pour mieux prouver leur importance, nous avons aussi mené un inventaire d'hydracariens au niveau de la Wilaya d'Annaba (Ruine d'Hippone) et d'El Taref (Lac des Oiseaux). On a pu identifier un nombre d'espèces plus au moins faibles par rapport à ce que la région d'étude offre en tant que milieu de vie. L'environnement se situe dans la zone Sud de la Méditerranée, se caractérise ainsi, par deux saisons, pluviale humide et froide pendant l'hiver, chaude et sèche pendant l'été. Ce dessèchement influe sur la présence et la répartition des espèces d'Hydrachnidia en Algérie et dans le Nord Africain. De la sorte, on s'est intéressé à évoquer une approche de biosurveillance au sein d'une zone humide protégée selon Ramsar, (1999), le Lac des Oiseaux. La mesure du biomarqueur de stress environnemental la GST a été désignée chez les espèces d'hydracariens dominantes au niveau du Lac, *Eylais hamata*. Le choix des stations a été réalisé suivant leur rapprochement par apport aux rejets des eaux usées, déversés directement dans le Lac, ainsi que la possibilité d'accès qu'offre ce terrain mal entretenu. Nous avons pu estimer la qualité du milieu aquatique, qui présente un état d'alerte vu

la forte induction de la GST chez les organismes prélevés pendant les trois mois d'étude (Mars, Avril, Mai), qui représente les mois de présence des hydracariens dans toutes les stations choisies. Afin de compléter cette mesure, on a effectué une analyse de 9 paramètres physicochimiques au sein de deux stations au niveau du Lac des Oiseaux, station 1 soit une station éloignée de la source de rejets, station 2 présente le milieu contaminé par le rejet. On a constaté une fluctuation et une perturbation des paramètres au niveau des deux stations, mais entre les deux stations les paramètres ne présentent de différence. Ainsi, on peut en conclure que la zone humide du Lac des Oiseaux est d'une richesse naturelle négligée et qui se dégrade suite aux activités anthropiques irresponsables.

L'évaluation de la richesse et de la toxicologie du site d'étude nous permettra à réaliser de nouveaux travaux concernant, l'utilisation de produits de lutte surtout naturels pour la préservation de l'environnement, l'élaboration de nouvelles stratégies de biosurveillance, voir l'utilisation de la richesse écologique et le choix des espèces bioindicatrices adaptées aux milieux. Ainsi que la sensibilisation pour la protection du patrimoine naturel et écologique unique.

Afin de compléter et de poursuivre ce travail, il serait essentiel d'aborder les points suivants :

- Poursuivre une étude approfondie d'usage de produits naturels dans la lutte biologique intégrée, ainsi que le développement des méthodes d'extraction des différents composants des plantes.
- Les hydracariens sont mal connus en Algérie, ainsi qu'à travers le monde, une étude sur la biodiversité et l'identification des hydracariens serait indispensable pour une meilleure connaissance de ce matériel biologique.
- Des études physiologiques au niveau organique du moustique, ainsi qu'au niveau de la faune non ciblée, sont envisagées à être réaliser, suite au traitement par les biocides, pour élucider l'action des toxines à l'échelle cellulaire et tissulaire.
- Un suivi perpétuel et à long terme de l'état des zones humides en général et du Lac des Oiseaux précisément doit être réalisé.
- Une sensibilisation biologique et éco-toxicologique doit être faite par les différents chercheurs, afin de préserver les zones humides protégées, et de conserver cette richesse naturelle inestimable, donc on tir à la sonnette d'alarme pour protégé cette zone humide reconnue et classer mondialement.

# *Résumés*

## RÉSUMÉ

L'étude de la lutte contre les Culicidae est devenue un intérêt mondial, vu leur rôle vecteur de maladies et de virus. La lutte biologique propose de nouvelles solutions afin de lutter contre ces insectes nuisibles, tout en préservant l'environnement et la faune associée non visée. On a testée la toxicité d'un biocide, le *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* sur les espèces de *Culex pipiens* après 24, 48 et 72h. Les concentrations létales 50 et 90 de 24h ont été estimées par 0,004 µg/ml et 0,008 µg/ml respectivement. La CL50=0,004 µg/ml a été appliquées sur la faune non ciblée des hydracariens, *Eylais hamata* et *Piona uncata*, et le gastéropode d'eau douce, *Physa marmorata*. Après 12 jours de traitement par le *Bti*, les espèces d'hydracariens n'ont montré aucune mortalité significative, contrairement aux Physidae, qui ont été affectés significativement par le *Bti*. Suite à ce test de toxicité, on a mesuré l'activité de la GST chez les hydracariens et l'escargot, après introduction du *Bti* (CL50=0,004 µg/ml). L'induction de la GST a été enregistrée au niveau des organismes non visés, après 24, 48 et 72h. L'étude de la lutte biologique à base d'extrait aqueux de deux plantes médicinales : *Myrtus communis* et l'*Eucalyptus camaldulensis*, et une plante toxique : *Nerium oleander*, nous a révélé leur toxicité à l'égard des insectes visés, les Culicidae. Cependant, l'extrait aqueux de ces plantes a montré un effet néfaste vis-à-vis la faune non ciblée (Hydrachnidia et escargots d'eau douce).

Aussi, on a réalisé parallèlement un échantillonnage des hydracariens dans la Wilaya d'Annaba et d'El taref, et après identification des individus récoltés, on a pu recenser sept espèces : *Piona uncata*, *Piona nodata*, *Piona sp*, *Hydrachna murati*, *Eupatra rotunda*, *Hydryphante ruber* et *Eylais hamata*. Cette identification nous a permis d'élargir la liste des hydracariens en Algérie.

Dans le cadre d'une biosurveillance du milieu aquatique, on a effectué un dosage de la GST chez les hydracariens au niveau du Lac des Oiseaux. Le dosage de la GST chez les hydracariens d'*Eylais hamata* récoltés à partir des cinq stations au niveau du Lac, révèle une induction importante dans les stations les plus proches des rejets d'eaux usées. Cela confirme un haut gradient de pollution au sein du Lac. L'activité de la GST montre aussi les niveaux les plus hauts pendant le mois le plus chaud Mai, par rapport à Mars et Avril. Le prélèvement annuel de Juillet 2012 à Juin, 2013 des hydracariens au niveau du Lac des Oiseaux, a montré l'existence intense de l'espèce *Eylais hamata*, et cela pendant les mois de Mars, Avril et Mai. Pour donner une meilleure estimation de la qualité de la zone humide protégée, le Lac des Oiseaux, une analyse des paramètres physicochimiques de deux stations, choisies l'une proche du rejet et une autre plus éloignée, démontre des niveaux alarmant de l'état actuel du Lac.

**Mots clés :** Culicidae, faune non visée, hydracariens, lutte biologique, biosurveillance, Lac des Oiseaux.

## ABSTRACT

The study of the fight against the Culicidae became a global interest, given their vector role of diseases and viruses. Biological control offers new solutions to combat these pests, while preserving the environment and the non-target associated fauna. The toxicity of a biocide, *Bacillus thuringiensis* var *israelensis* on the species of *Culex pipiens* has been tested after 24, 48 and 72 h. Lethal concentrations 50 and 90 of 24 hours were estimated by 0.004 µg/ml and 0.008 µg/ml respectively. The LC50 = 0. 004 µg/ml was applied to non-target species, freshwater mites, *Eylais hamata* and *Piona uncata*, and freshwater snail, *Physa marmorata*. After 12 days of treatment by the *Bti*, freshwater mites species showed no significant mortality, contrary to the Physidae, which were significantly affected by the *Bti*. Following this toxicity test, the activity of GST have been measured in the freshwater mites and the snail, after introduction of the *Bti* (LC50 = 0. 004 µg/ml). The induction of GST was recorded in non-target organisms, after 24, 48 and 72 hours. The study of biological control based on aqueous extract of two medicinal plants: *Myrtus communis* and *Eucalyptus camaldulensis*, and a toxic plant: *Nerium oleander*, revealed to us their toxicity target insects, the Culicidae. However, the aqueous extract of these plants showed an effect adverse towards non-target fauna (freshwater mites and freshwater gastropod).

Also, was conducted at the same time, a sample of the freshwater mites in the Wilaya of Annaba and El taref, and after identification of sampled individuals, it was able to identify seven species: *Piona uncata*, *Piona nodata*, *Piona sp*, *Hydrachna murati*, *Eupatra rotunda*, *Hydryphante ruber* and *Eylais hamata*. This identification allowed us to expand the list of the freshwater mites in Algeria.

As part of an aquatic biomonitoring, a dosage of the GST has been made in the freshwater mites sampled from the Lake of Beards. The determination of the level of GST in the Hydrachnidia of *Eylais hamata* sampled from the five stations in the Lake, reveals a significant induction in the nearest stations of the waste water discharges. This confirms a high gradient of pollution in the Lake. The activity of GST also shows the highest levels during the hottest month May, compared to March and April. Annual sampling from July 2012 to June, 2013 of the freshwater mites from the Lake of beards, showed the intense existence of the species of *Eylais hamata*, and this during the months of March, April and May. To give a better estimate of the quality of the protected wetland, Lake of Beards, an analysis of the physicochemical parameters of two stations, selected one close to the rejection and another one farthest, demonstrates alarming levels of the current state of the Lake.

**Key words:** Culicidae, non target fauna, freshwater mites, biocontrol, biomonitoring, Lake of Beards.

*Références*

*Bibliographiques*

## A

Abdel-Megeed K. N., Abd El-Aziz M. M., 1999. Lethal effect of Dipel-2X on *Physa acuta* snails. *Egypt. J. Zool.*, 33: 267-275.

Abdel-Rahman E. H., Hassanian M. A., 1999. Bio-efficacy of Dipel-2X on *fascioliasis* transmitting snail, *Lymnaea cailliaudi*. *Beni-Suef. Vet. Med. J.*, 9: 137-148.

Adja A. M., N'Goran E. K., Koudou B. G., Dia I., Kengne P., Fontenille D., Chandre F., 2011. Contribution of *Anopheles funestus*, *An. gambiae* and *An. nili* (Diptera: Culicidae) to the perennial malaria transmission in the southern and western forest areas of Cote d'Ivoire. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, 105: 13-24.

Adom R. O., Gachichi J. W., Onegi B., Tamale J., Apio S. O., 2003. The cardiotonic effect of the crude ethanolic extract of *Nerium oleander* in the isolated guinea pig hearts. *African Health Sciences*, 3: 77-82.

Agence de l'eau Loire-Bretagne, 2014. La pollution et l'épuration de l'eau. Cahier pédagogique N°2.

Agence Nationale de développement de l'Investissement (ANDI), 2013.

Ahmad I., Pacheco M., Santos M. A., 2006. *Anguilla Anguilla* L. oxidative stress biomarkers: an *in situ* study of freshwater wetland ecosystem (Pateira de Fermentelos, Portugal). *Chemosphere*, 65: 952-962.

Ahmed M. A. I., Cornel A., Hammock B., 2012. Monitoring of Insecticide Resistance of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) Colonies-Collected from California. *International Journal of Environmental Science and Development*, 3: 346-349.

Ahn 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., Boudjelida H., 2014. Larvicidal activity and influence of *Bacillus thuringiensis* (Vectobac G), on longevity and fecundity of mosquito species. *European Journal of Experimental Biology*, 4 (1): 104-109.

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.

Alaoui Slimani N., Jouid N., Benhoussa A., Hajji K., 1999. Typologie des habitats d'*Anopheles* dans une zone urbaine (Diptera Culicidae). *Entomologiste*, 55(5): 181-190.

Ali A., 1981. *Bacillus thuringiensis* serovar. *Israelensis* against Chironomids and some non target Aquatic invertebrates. *Journal of Invertebrate Pathology*, 38: 264-272.

Ali H. F. M., El-Ella F. M. A., Nasr N. F., 2010. Screening of chemical analysis, antioxidant, antimicrobial and antitumor activity of essential oil of Oleander (*Nerium oleander*) flower. *International Journal of Biological Chemistry*, 4(4): 190-202.

Almond R., Bennett E., 2009. "Exploitation: developing national indices of wildlife trade", Communication au colloque "Biodiversity monitoring and conservation: bridging the gaps between global commitment and local action". *Zoological Society of London*, p18-19.

Alouani A., Rehimi 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(1): 15-22.

Amado L. L., da Rosa C. E., Leite A. M., Moraes L., Pires W. V., Leães Pinho G. L., Martins C. M. G., Robaldo R. B., Nery L. E. M., Monserrat J. M., 2006. Biomarkers in croakers *Micropogonias furnieri* (Teleostei: Sciaenidae) from polluted and non polluted areas from the Patos Lagoon estuary (southern Brazil): evidences of genotoxic and immunological effects. *Mar. Pol. Bull.*, 52: 199-206.

Andrew R. J., Thaokar N., Verma P., 2012. Ectoparasitism of anisopteran dragonflies (Insecta: Odonata) by water mite larvae of *Arrenurus spp.* (Arachnida: Hydrachnida: Arrenuridae) in central India. *Acarina*, 20 (2): 194-198.

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 articulata* (Vahl) Mast.) sur les larves de quatres 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.

Apperson C. S., Hassan H. K., Harrison B. A., Savage H. M., Aspen S. E., Farajollahi A., Crans W., Daniels T. J., Falco R. C., Benedict M., Anderson M., McMillen L., Unnasch T. R., 2004. Host

feeding patterns of established and potential mosquito vectors of West Nile virus in the eastern United States. *Vector Borne Zoonotic Dis.*, 4: 71-82.

Auget J., Cadoux F., Thibout E., 1999. *Allium* ssp. thiosulfates as substitute fumigants for methyl bromide. *Pestic. Sci.*, 55: 200-202.

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

Back J., Boisvert J. O., Lacoursiere G., Charpentier, 1985. High-dosage treatment of a Quebec (Canada) stream with *Bacillus thuringiensis* serovar *israelensis*: efficacy against black fly larvae (Diptera: Simuliidae) and impact on non target insects. *Can Entomol.*, 117: 1523-1534.

Bagari M., Bouhaimi A., Ghaout S., Chihrane J., 2013. The toxic effects of *Nerium oleander* on larvae of the desert locust *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Orthoptera, Acrididae). *Zool. baetica*, 24: 193-203.

Baker H. G., 1955. Self Compatibility and Establishment after long distance dispersal. *Evolution*, 9: 347-349.

Baker R. A., Mill P. J., Zawal A., 2007. Mites on Zygoptera, with particular reference to Arrenurus species, selection sites and host preferences. *Odonatologica*, 36(4): 339-347.

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.

Balcer M. D., Schmude K. I., Snitgen J., Lima A. R., 1999. Long-term effects of the mosquito control agents *Bti* (*Bacillus thuringiensis israelensis*) and methoprene on non-target macroinvertebrates in wetlands in Wright County, Minnesota (1997-1998). Report to Metropolitan Mosquito Control District, St. Paul, Minnesota. p76.

Balenghien T. M., Vazeille M., Grandadam F., Schaffner H., Zeller P., Reiter P., Sabatier F., Fouque F., Bicout D. J., 2008. Vector competence of some French *Culex* and *Aedes* mosquitoes for West Nile virus. *Vector Borne Zoonot. Dis.*, 8: 589-595.

Barbosa R. R., Fonthenel-Neto J. D., Soto-Blanco B., 2008. Toxicity in goats caused by oleander (*Nerium oleander*). *Research in Veterinary Science*, 85: 279-281.

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.

Barnes P. B., Chapman M. G., 1998. Effects of the larvicide (Vectobac) on assemblages of benthic invertebrates in Bicentennial Park. Centre for Research on Ecological Impacts of Coastal Cities, Sydney.

Bauer L. S., 1995. Resistance: A threat to the insecticidal crystal proteins of *Bacillus thuringiensis*. *Florida Entomol.*, 78(3): 414- 442.

Beaux J. F., 1998. L'environnement repères pratiques. *Nathan*, p64-71.

Becker N., 1997. Microbial control of mosquitoes: management of the Upper Rhine mosquito population as a model programme. *Parasitol. Today*, 13: 485-487.

Becker N., Margalit J., 1993. Use of *Bacillus thuringiensis israelensis* against mosquitoes and blackflies. In: Entwistle P. F., Cory J. S., Bailey J. M., Higg S. (Eds.), *Bacillus thuringiensis*, an Environmental Biopesticide: Theory and Practice. *John Wiley and Sons, Ltd*, p149-170.

Becker N., Petric D., Zgomba M., Boase C., Dahl C., Lan J., Kaiser A., 2003. Mosquitoes and their Control. *Kluwer Academic/Plenum Publishers, New-York*. Boisvert, J.

Belamie R., 1996. Contamination par les produits phytosanitaires : risque de transfert de la parcelle au bassin versant. Forum Sécheresse, Pollution, Inondation, Erosion. *Poitiers*, p29-30.

Bello S. M., Franks D. G., Stegeman J. J., Hahn M. E., 2001. Acquired resistance to Ah receptor agonists in a population of Atlantic killifish (*Fundulus heteroclitus*) inhabiting a marine superfund site: invivo and in vitro studies on the inducibility of xenobiotic metabolizing enzymes. *Toxicol. Sci.*, 60: 77-91.

Bendali Saoudi 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 Saoudi F., 2006. Etude bioécologique, systématique et biochimique des Culicidae (Diptera-Nematocera) de la région d'Annaba. Lutte biologique aniticulicidienne. Thèse de Doctorat en Biologie animale. Département de d'Annaba, Algérie, p224.

Bendali-Saoudi F., Gacem H., Soltani N., 2013. Morphometry of *Piona uncata* Koenike, 1888 females (Hydrachnidae : Pionidae) collected from two protected sites in Annaba (Algeria). *Annals of Biological Research*, 4(4): 23-28.

Bendali-Saoudi F., Gacem H., Soltani N., 2014. Inventaire des Hydracariens dans le lac Tonga (Algérie). *Entomologie Faunistique – Faunistic Entomology*, 67: 109-117

Bendali-Saoudi F., Oudainia W., Benmalek L., Tahar A., Soltani N., 2013. Morphometry of *Culex pipiens pipiens* Linneus 1758. (Diptera : Culicidae) principal vector of West Nile Virus, harvested from two zones, humid, semiarid (East of Algeria). *Annals of Biological Research*, 4(10): 79-86.

Beran L., 2002. Vodní měkkýši České republiky – rozšíření a jeho změny, stanoviště, šíření, ohrožení a ochrana, červený seznam. [Aquatic molluscs of the Czech Republic – distribution and its changes, habitats, dispersal, threat and protection, Red List]. – Sborník přírodovědného klubu v Uh. Hradišti, *Supplementum 10*, 258: 197-198.

Bernotienė R., 2001. The effect of application by *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (H 14) on bloodsucking blackflies (Diptera, Simuliidae) in Lithuania. *Norwegian Journal of Entomology*, 48: 155-120.

Berticat C., Boquien M., Raymond M., Chevillon C., 2002. Insecticide resistance genes induce a mating competition cost in *Culex pipiens* mosquitoes. *Genet. Res. Camb.*, 79: 41-47.

Birguy L. D. M., 2008. Evaluation de la qualité physico-chimique de l'eau d'un cours d'eau temporaire du Burkina Faso—Le cas du Massili dans le Kadiogo. *Sude sciences et technologies*, 16: 23-28.

Boisvert J., Lacoursiere J. O., 2004. Le *Bacillus thuringiensis israelensis* et le contrôle des insectes piqueurs au Québec. *Envirodoq No. ENV/2004/0278. Ministere de l'Environnement, Quebec*.

Boisvert M., Boisvert J., 2000. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on target and non target organisms: a review of laboratory and field experiments. *Biocont. Sci. Technol.*, 10: 517-561.

Borja A., Franco J., Pérez V., 2000. “A Marine Biotic Index to Establish the Ecological Quality of Soft-Bottom Benthos Within European Estuarine and Coastal Environments”. *Marine Pollution Bulletin*, 40 (12): 1100-1114.

Bouabida H., Djebbar F., Soltani N., 2012. Étude systématique et écologique des Moustiques (Diptera: Culicidae) dans la région de Tébessa (Algérie), *Entomologie Faunistique, Faunistic Entomology*, 56: 99-103.

Boudemagh N. E. H., Bendali-Saoudi F., Soltani N., 2013. Inventory of Culicidae (Diptera : Nematocera) in the region of Collo (North East Algeria). *Annals of Biological Research*, 4(2): 94-99.

Boudjelida H., Aissaoui L., Bouaziz A., Smagghe G., Soltani N., 2008. Laboratory evaluation of *Bacillus thuringiensis* (Vectobac WDG) against mosquito larvae, *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata*. *Comm. Appl. Biol. Ghent University*, 73(3): 603-609.

Boudjelida H., Bouaziz A., Smagghe G., Soltani N., 2002. Insecticidal activity of a nonsteroidal molting hormone agonist on mosquito larvae and effects on ecdysteroid amounts. *Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent*, 67 (3): 657-663.

Boudjelida H., Soltani N., 2010. Lutte biologique avec un champignon entomopathogène *Metarhizium anisopliae* Metch. À l'égard de *Cydia pomonella* L. *travaux de l'institut scientifique, série Zoologie, Rabat*, 47: 113-116.

Boyer S., Paris M., Jego S., Lempérière G., Ravanel P., 2012. Influence of insecticide *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* treatments on resistance and enzyme activities in *Aedes rusticus* larvae (Diptera : Culicidae). *Biological Control*, 62 (2): 75-81.

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

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

Brunhes J., 1970. Les Culicidae: morphologie et systématique.

Burch J. B., 1982. North American freshwater snails: identification keys, generic synonymy, supplemental notes, glossary, references, index. *Walkerana*, 1(4): 1-365.

Burch J. B., 1988. North American freshwater snails: introduction, systematics, nomenclature, identification, morphology, habitats, distribution. *Walkerana* 2(6): 1-80.

Burch J. B., Tottenham J., 1980. North American freshwater snails: species list, ranges, and illustrations. *Walkerana*, 1(3): 1-215.

Burch J. B., Yung Y., 1992. Freshwater snails of the University of Michigan Biological Station Area. *Walkerana*, 6(15): 1-218.

Bussieras J., Chermette R., 1991. Parasitologie Veterinaire, Entomologie, Service de Parasitologie, ENVA, p58-61.

Butchart S. H. M., Stattersfield A. J., Bennun L. A., Akçakaya H. R., Baillie J. E. M., Stuart S. N., Hilton Taylor C., and Mace G. M., 2005. "Using Red List Indices to measure progress towards the 2010 target and Beyond". *Phil. Trans. Roy. Soc.*, 1454: 255–268.

Butler M. I., Burns C. W., 1991. Prey selectivity of *Piona exigua*, a planktonic water mite. *Oecologia*, 86: 210-222.

Butler M. I., Burns C. W., 1993. Water mite predation on planktonic Cladocera: parallel curve analysis of functional responses. *Oikos*, 66: 5-16.

## C

Cachereul A., 1997. Les moustiques : cycle de développement, aspects anatomo-physiologiques et régulation du cycle ovarien, Thèse de Médecine Vétérinaire, Nantes, p117.

Camargo M. M. P., Martínez C. B. R., 2006. Biochemical and physiological biomarkers in *Prochiloduslineatus* submitted to *in situ* tests in an urban stream in southern Brazil. *Environ. Toxicol. Pharm.*, 21: 61-69.

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.

Caquet T., Roucaute M., Le Goff P., Lagadic L., 2011. Effects of repeated field applications of two formulations of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on non-target saltmarsh invertebrates in Atlantic coastal wetlands. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 74: 1122-1130.

Car M., de Moor F. C., 1984. The response of Vaal River drift and benthos to *Simulium* (Diptera: Nematocera) control using *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (H-14). *Onderstepoort J. Vet. Res.*, 51: 155-160.

Carvalho-Neta R. N. F., Abreu-Silva A. L., 2010. *Sciades herzbergii* oxidative stress biomarkers: an *insitu* study of estuarine ecosystem (São Marcos' Bay, Maranhão, Brazil). *Braz. J. Oceanogr.*, 58: 11-17.

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.

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.

Chandre F., Darriet F., Manga L., Akogbeto M., Faye O., Mouchet J., Guillet P., 1999. Status of pyrethroid resistance in *Anopheles gambiae sensu lato*. *Bull. World Health Org.*, 77: 230-234.

Chapman D., Kimstach V., 1996. Selection of water quality variables. Water quality assessments : a guide to the use of biota, sediments and water in environment monitoring, Chapman edition, 2nd ed. *E & FN Spon, London*, p59-126.

Chapman D. V., 1987. Pesticides in the aquatic environment. A global assessment of use and effect. Monitoring and Assessment Research Center. MARC report, n° 39, King's College London. University of London. p63.

Charbonneau C. S., Drobney R. D., Rabeni C. F., 1994. Effects of *Bacillus thuringiensis* on non target benthic organisms in a lentic habitat and factors affecting the efficacy of the larvicide. *Environ. Toxicol. Chem.*, 13: 267-279.

Charles J. F., de Barjac H., 1982. Sporulation et cristallogénèse de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* en microscopie électronique. *Ann. Inst. Pasteur Mic.*, 133: 425-442.

Charles J. F., de Barjac H., 1983. Action of crystals of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on the midgut of *Aedes aegypti* L. larvae, studied by electron microscopy. *Ann. Microbiol.*, 134 A(2):197-218.

Chen T. H., Tang P., Yang C. F., Kao L. H., LoY. P., 2011. Antioxidant defense is one of the mechanisms by which mosquito cells survive dengue 2 viral infection. *Virology*, 410: 410-417.

Chilcott C. N., Kalmakoff J., Pillai J. S., 1983. Characterization of proteolytic activity associated with *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* crystals. *FEMS Microbiol. Lett.*, 18: 37-41.

Choochate W., Tuetun B., Kanjanapothi D., Rattanachanpitchai 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.

Clark D. G., 1989. The comparative enzymology of the glutathione S-transferase from non-vertabrate organisms. *Comp. biochem. Physiol.*, 92B: 419-449.

Cloutier C., Cloutier C., 1992. Les solutions biologiques de lutte pour la répression des insectes et acariens ravageurs des cultures. In Vincent, C. et Coderre, D. (réd.), La lutte biologique. Boucherville (Québec), *Gaëtan Morin Éditeur*. Chap. 2: 19-88.

Cook, 1974. Water mite genera and subgenera. *Mem. Am. Entomol. Inst.*, 21: 1-860.

Cossu C., Doyotte A., Jacquin M. C., Babut M., Exinger A., Vasseur P., 1997. Glutathion reductase, selenium-dependent glutathion peroxidase, glutathion levels, and lipid peroxidation in freshwater

bivalves, *Unio tumidus*, as biomarkers of aquatic contamination in field studies. *Ecotoxicol. Environ. Saf.*, 38: 122-131.

Courrat A., Foussard V., Lepage M., 2010. Les indicateurs DCE estuariens - Etat des lieux à l'échelle européenne en avril 2009 – Mise à jour en décembre 2010. Projet LITEAU - BEEST, rapport, p88.

Couto L., Betters D. R., 1995. Short-rotation Eucalypt Plantations in Brazil: Social and Environmental Issues, prepared for the Biofuels Feedstock Development program. ORNL/TM-12846, Oak Ridge National Laboratory, Oak Ridge, Tennessee.

Couvet D., Jiguet F., Julliard R., Levrel H., 2004. "Indicateurs de biodiversité", in Barbault R. et Chevassus-au-Louis B. (eds.), Biodiversité et changement globaux, ministère des Affaires étrangères, ADPF, p241.

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

Croteau G., Goulet M. Laliberté D., 1984. Biphenyles polychlorés : contamination du milieu aquatique au Québec méridional en 1980, Québec, ministère de l'Environnement, Direction des relevés aquatiques, Envirodoq no EN840598, 84: 17-75.

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.

Czeczuga B., Czerpak R., 1968. The presence of carotenoids in *Eylais hamata* (Koenike, 1897) (Hydracarina, Arachnoidea). Comparative biochemistry and physiology, 24: 37-46.

## D

Dahmani S., Morel J. P., 1993. Mosaïques d'Hippone, Marseille, Azur Offset.

Damiens D., Martin G., Deswattines P., Hance T., 2011. Toxicité et rémanence d'une nouvelle formulation du *Bacillus thuringiensis* subsp. *Israelensis* sur les larves de *Culex pipiens L.* et *Aedes geniculatus* (Oliver) (Diptera: Culicidae) en eaux usées. *Faunistic Entomology*, 63 (3):157-163.

Daniel A., Soudant D., 2009. Evaluation DCE avril 2009 – Elément de qualité : bilan d'Oxygène. De Barjac H., 1978a. Une nouvelle variété de *Bacillus thuringiensis* très toxique pour les moustiques : *B. thuringiensis* var. *israelensis* sérotype 14. *Cr. Acad. Sci.*, (Paris), 286: 797-800.

De Barjac H., 1978. Toxicité de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* pour les larves d'*Aedes aegypti* et d'*Anopheles stephensi*. *C. R. Acad. Sci.*, (Paris) 286: 1175-1178.

Derwic E., Benziane Z., Boukir A., 2010. Antibacterial activity and chemical composition of the essential oil from flowers of *Nerium oleander*. *Journal of Environmental, Agricultural and Food Chemistry*, 9(6):1074-1084.

Descy J. P., Coste M., 1988. Utilisation des diatomées benthiques pour l'évaluation de la qualité des eaux courantes. Contrat CEE B7123. FNDUP Namur/CEMAGREF Bordeaux, p49.

Deuruaz D., Raynaud J., 1993. Evaluation of the molluscicidal properties of *Myrtus communis* Linn. *Phytother Res.*, 7(6): 428-430.

Di Sabatino A., Gerecke R., Martin P., 2000. The biology and Ecology of lotic Water Mites (Hydrachnidiae). *Freshwater Biology*, 44: 47-62.

Dierickx P. J., 1984. Glutathione S-transferase in aquatic macro-invertebrates and its interaction with different organic micropollutants. *Sci. Total Environ.*, 40: 93-102.

Dillon R. T., 2000. The Ecology of Freshwater Molluscs. *Cambridge University Press*.

Dillon R. T., Herman J. J. 2009. Genetics, shell morphology, and life history of the freshwater pulmonate limpets *Ferrissia rivularis* and *Ferrissia fragilis*. *J. Freshwat. Ecol.*, 24: 261-271.

Dillon R. T., Jr., McCullough T. E., Earnhardt C. E., 2005a. Estimates of natural allosperm storage capacity and self-fertilization rate in the hermaphroditic freshwater pulmonate snail, *Physa acuta*. *Invert. Repro. Devel.*, 47: 111-115.

Directive-Cadre sur l'Eau (DCE), 2000.

Djeghader N. E. H., Aissaoui L., Amira K., Boudjelida 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.

Djeghader N. H. H., Boudjelida H., Bouaziz A., Soltani N., 2013. Biological effects of a Benzoylphenylurea derivative (Novaluron) on larvae of *Culex pipiens* (Diptera : Culicidae). *Advances in Applied Science Research*, 4(4): 449-456.

Dohm D. J., Turell M. J. 2001. Effect of incubation at overwintering temperatures on the replication of West Nile Virus in New York *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). *J. Med. Entomol.*, 38: 462-464.

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.

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.

Dubovskiy I. M., Martemyanov V. V., Vorontsova Y. L., Rantala M. J., Gryzanova E. V., Glupov V. V., 2008. Effect of bacterial infection on antioxidant activity and lipid peroxidation in the midgut of *Galleria mellonella* L. larvae (Lepidoptera, Pyralidae). *Comparative Biochemistry and Physiology Part*, 148: 1-5.

Durborow M. R., Crosby D. M., Brunson M. W., 1997. Ammonia in Fish Ponds. *SRAC Publication*, No. 463.

Duron O., Labbe P., Berticat C., Rousset F., Guillot S., Raymond M., Weill M., 2006. High *Wolbachia* density correlates with cost of infection for insecticide resistant *Culex pipiens* mosquitoes. *Evolution*, 60: 303-314.

## E

Eckhoff A. P. A., 2011. Malaria transmission-directed model of mosquito life cycle and ecology. *Eckhoff Malaria Journal*, 10: 303.

El Modafar C., Tantaoui A., El Boustani, 2000. Time course accumulation and Fungitoxicity of date palm phytoalexins towards *Fusarium oxysporum* f.so.albedinis cell wall-degrading enzymes. *j. Phytopathol.*, 148:405-411.

El-Emam M. A., El-Hak S., Shafik M., 1996b. Preliminary study on *B. thuringiensis israelensis* bacteria as a biocontrol agent against *B. alexandrina* snails. *Egypt. J. appl. Sci.*, 11 (9): 184-191.

Eleni M., Antonies M., George K., 2009. Alexios-Leandos S., Prokopios M., "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.

Enayati A. A., Ranson H., Hemingway J., 2005. Insect glutathione transferases and insecticide resistance. Mini review. *Insect. Molec. Biol.*, 14(1): 3-8.

Erdemoglu N., Esra K., Erdem Y., 2003. Anti-inflammatory and antinociceptive activity assessment of plants used as remedy in Turkish folk medicine. *Journal of Ethnopharmacology*, 89:123-129.

Esteva L., Rivas G., Yang H. M., 2006. Modelling parasitism and predation of mosquitoes by water mites. *J. Math. Biol.*, 53:540-555.

Ewing H. E., 1949. The origin and classification of the trombiculid mites, or Trombiculidae. *Journ. Wash. Acad. Sci.*, 39: 229-237.

## F

Farajollahi A., Crans W. J., Bryant P., Burkhalter K. L., Godsey M. S., 2005. Detection of West Nile viral RNA from an overwintering pool of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) in New Jersey, 2003. *J. Med. Entomol.*, 42: 490-494.

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

Fernandez-Vega C., Sancho E., Ferrando M. D., Andreu E., 2002. Thiobencarb-Induced changes in Acetylcholinesterase Activity of the fish *Anguilla anguilla*. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 72: 55-63.

Feuchtmayr H., Moran R., Hatton K., Connor L., Heyes T., Moss B., Harvay I., Atkinson D., 2009. Global warming and eutrophication: effects on water chemistry and autotrophic communities in experimental hypertrophic shallow lake mesocosms. *Journal of Applied Ecology*, 46: 713-723.

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

Flammarion P., Devaux A., Garric J., 2000. Marqueurs biochimiques de pollution dans les écosystèmes aquatiques continentaux. Exemples d'utilisation et perspectives pour le gestionnaire. *Bull. Fr. Pêche Piscic.*, 357/358: 209-226.

Furumivuz T., Rudnick A., 1978. Laboratory studies of Toxorhynchites splendens (Diptera : Culicidae) : Biological observations. *Ann. entomol. Soc. Am.*, 71: 670-673.

## G

Gacem H., Bendali-Saoudi F., Soltani N., 2013. Ecological study of some species of water mites (Acari : Hydrachnidia) newly identified harvest at the extreme North-eastern Algeria. *Annals of Biological Research*, 4(6): 230-235.

Gadagbui B. K. M., Goksoyr A., 2001. CYP1A and other biomarker responses to effluents from a textile mill in the Volta River (Ghana) using caged tilapia (*Oreochromis niloticus*) and sediment-exposed mudfish (*Clarias anguillaris*). *Biomarkers*, 1: 252-261.

Gamalat Y. O., Ahmed M. M, Ahmed A. K., Asmaa A., M., 2011. Biological studies on *Biomphalaria alexandrina* snails treated with *Furcraea selloa marginata* plant (family: Agavaceae) and *Bacillus thuringiensis kurstaki* (Dipel-2x). *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 01 (10): 47-55

Garcia R., Rochers B. D., Tozer W., Des Rochers B., 1980. Studies on the toxicity of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* against organisms found in association with mosquito larvae. *Proceedings and papers of the Forty eighth Annual Conference of the California Mosquito and Vector Control Association, Inc.* (Grant, C. D., eds.), Anaheim, California, p33-36.

Gehu J. M., Kaabeche M., Gharzouli R., 1993. Phytosociologie et typologie des habitats des rives des lacs de la région d'El Kala. Algérie. Colloque phytosociologique 22. Syntaxonomie typologique des habitats, Bailleul, p289.

Georghiou G. P., Ariaratnam V., Pasternak M. E., Lin C. S., 1975. Organophosphorus multiresistance in *Culex quinquefasciatus* in California. *J. Econ. Entomol.*, 68(4): 461-467.

Ghazali D., Zaid A., 2013. Etude de la qualite physico-chimique et bacteriologique des eaux de la source Ain Salama-Jerri (Region de Meknes –Maroc). *Larhyss Journal*, 12: 25-36.

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

Gill S.S., Cowles E.A., Pietrantonio P.V., 1992. The mode of action of *Bacillus thuringiensis* δ-endotoxins. *Ann. Rev. Entomol.*, 37: 615-636.

Gledhill T., 1985. Water mites predators and parasites. Ambleside, UK, Freshwater Biological Association, p45-59. (Annual Report, Freshwater Biological Association, Ambleside).

Gliwicz Z. M., Biesiadk A. E., 1975. Pelagic mites (Hydracarina) and their effect on the plankton community in a neo-tropical man-made lake. *Arch. Hydrobiol.*, 76: 65-88.

Glöer P., 2002. Die Süßwassergastropoden Nord- und Mitteleuropas. Die Tierwelt Deutschlands, ConchBooks, Hackenheim, p326-238.

Goldberg L. J., Margalit J., 1977. A bacterial spore demonstrating rapid larvicidal activity against *Anopheles serpentii*, *Uranotaenia unguiculata*, *Culex univittatus*, *Aedes aegypti* and *Culex pipiens*. *Mosquito News*, 37: 355-358.

Goldschmidt T., 2004. Environmental parameters determining water mite assemblages in Costa Rica. *Experimental and applied acarology*, 34: 171-197.

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., Elósegui A., 2002. Effects of *Eucalyptus globulus* plantations on detritus, decomposers, and detritivores in streams. *The ScientificWorld Journal*, 2: 1173–1185.

Grainge M., Ahmed S., Mitchell W. C., Hylin J. W., 1984. Plant species reportedly possessing pest-control properties-A database. Resource Systems Institute, East-West Center, Honolulu, Hawaii, USA, p240.

Gros H., 1904. Sur un acarien parasite des Anophèles. *Comptes rendus de la Société de Biologie*, 56: 56- 57

Guillemaud T., Lenormand T., Bourguet D., Chevillon C., Pasteur N., Raymond M., 1998. Evolution of resistance in *Culex pipiens*: allele replacement and changing environment. *Evolution*, 52: 430-40.

## 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.

Habig W. H., Pabst M. J., Jacoby W. B., 1974. Glutathione S-transferase: the first enzymatic step in mercapturic acid formation. *J. Biol. Chem.*, 249(22): 7130-7139.

Haddy L., 2006. Etude de l'effet toxique des feuilles de laurier rose *Nerium oleander* et de saule *Salix pedicellata* sur la faune aquatique la Moulouya (cas de *Melanopsis preamorsa*). PhD Thesis, Université Mohammed Premier, Oujda.

Haji Younis G., 2013. The Effect of Some Extracts on the Stone Fruit Aphid “*Hyalopterus Pruni*” in Duhok Region. *Int. J. Pure Appl. Sci. Technol.*, 18(2): 39-44.

Hakim G., 1996. Status of malaria office in Lebanon-Annoucement from Lebanese Epidemiological association. *Epidemiol.News*, p3-8.

Halliwell B., Gutteridge J. M. C., 1999. Free radicals in biology and medicine. *Oxford University Press*, New York.

Harbone J. B., 1989. Higher plant-lower plant interactions: phytoalexins and phytotoxins: in Harbone J. B., .Introduction to Ecological Biochemistry. *Academic Press*, p302-340.

Harborne J. B., 1993. Introduction to Ecological Biochemistry. 4th edition Academic Press. New York.

Harman W. N., 1974. Snails (Mollusca: Gastropoda), In Pollution Ecology of Freshwater Invertebrates. Hart C. W., Fuller S. L. H Eds., Pollution Ecology of Freshwater Invertebrates. Academic press, New York, p275-312.

Harris D. A., Harrison A. D., 1974. Life cycles and larval behavior of two species of *Hydrachna* (Acari, Hydrachnidae), parasitic upon Corixidae (Hemiptera–Heteroptera). *Revue canadienne de zoologie*, 52(9): 1155-1165.

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

He L. S., Ong K. H., 2000. Effects of *Bacillus thuringiensis* H-14 on bloodworms (Diptera: Chironomidae). *Singapore Journal of Primary Industries*, 28: 7-12.

Hénaut A., 2011. Pollution de l'air et de l'eau. *Les dossiers de science et politiques publiques*. UPMC Science et politiques publiques, 2.

Hershey A. E., Lima A. R., Niemi G. J., Regal R. R., 1998. Effects of *Bacillus thuringiensis israelensis* (*Bti*) and methoprene on non-target macroinvertebrates in Minnesota wetlands. *Ecol. Appl.*, 8: 41-60.

Honnée G., Visser B., 1993. The mode action of *Bacillus thuringiensis* crystal proteins. *Entomologie Expérimentale et Appliquée*, 96: 145-155.

Hussain M. A., Gorski M. S., 2004. Antimicrobial activity of *Nerium oleander* Linn. *Asian Journal of Plant Sciences*, 3 (2): 177-180.

## I

Iannaccone J., Pérez D., 2004. Insecticidal effect of *Paullinia clavigera* var. *bullata* Simpson (Sapindaceae) and *Tradescantia zebrina* Hort ex Bosse (Commelinaceae) in the control of *Anopheles benarrochi* Gabaldon, Cova García & López 1941, main vector of malaria in Ucayali, Peru. *Ecol. Aplicada.*, 3: 64-72.

Imamura T., 1958. Some Stenophilous Water-Mites from Hyogo Prefecture, *Jour. Fac. Sci., Hokkaido Univ., Ser. VI, Zool. J1.*

Ishaaya I., 2001. Biochemical sites of insecticide action and resistance. *Springer-Verlag Berlin Heidelberg, New York.*

## J

Jackson J. K., Horwitz R. J., Sweeney B. W., 2002. Effects of *Bacillus thuringiensis israelensis* on black flies and non target macroinvertebrates and fish in a large river. *Transactions of the American Fisheries Society*, 131: 910-930.

Jang Y. S., baek B. R., Yang W. C., Kim M. K., Lee H. S., 2002a. 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.

Jang Y. S., Kim M. K., Ahn Y. S., Lee H. S., 2002. Larvicidal activity of Brazilian plant against *Aedes aegypti* and *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae). *Agric. Chem. Biotechnol.*, 4: 131-4.

Journal Officiel De La Republique Algerienne, 2004. N° 06.

## K

Kalinin A., 2012. Influence des rejets urbains par temps de pluie sur l'écosystème de la Volga Moyenne. *IS.RIVERS*. p2-3.

Kalinin A., Louchkin I., 2010. Composition physico-chimique des rejets urbains de temps de pluie des villes industrielles de la Volga Moyenne. Techniques et stratégies durables pour la gestion des eaux urbaines par temps de pluie. 7ème conférence internationale NOVATECH 2010, GRAIE, Lyon.

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

Karrouch L., Chahlaoui A., 2009. Bio-evaluation de la qualité des eaux de l'oued boufekrane (Meknes, Maroc). *Biomatec Echo*, 3(6) : 6-17.

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 vegetable oils on *Callosobruchus maculatus* (Fabricius) (Coleoptera : Bruchidae). *Redia*, LXXXVII: 39-47.

Kerris T., Djebili Y., Amoura S., Bouguerra S., Rouibah M., 2008. Essai d'utilisation du Laurier rose *Nerium oleander* L. en lutte biologique contre le *Lymantria dispar*. 2ème Conférence Internationale sur la Biodiversité des Invertébrés en Milieu Agricole et Forestier, INA, Alger, p1-6.

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

Kettle D. S., 1995. *Medical and Veterinary Entomology*, 2° edition, Wallingford: CAB international, p725.

Kilpatrick A. M., Kramer L. D., Campbell S. R., Alleyne E. O., Dobson A. P., Daszak P., 2005. West Nile virus risk assessment and the bridge vector paradigm. *Emerg. Infect. Dis.*, 11: 425-429.

Kolpin D. W., Skopec M., Meyer M. T., Furlong E. T., Zaugg S. D., 2004. Urban contribution of pharmaceuticals and other organic waste water contaminants to streams during differing flow conditions. *Sci. Total Environ.*, 328: 119-130.

Komalamisra N., Trontokit Y., Rongsriyam Y., Apiwathnasorn C., 2005. Screening for larvicidal activity in some Thai plants against four mosquito vector species. *Southeast Asian Journal of Tropical Medicine and Public Health*, 36 (6): 1412-1422.

Kondo S., Ohba M., Ishii T., 1992. Larvicidal activity of *Bacillus thuringiensis* serovar *israelensis* against nusant chironomid midges (Diptera: Chironomidae) of Japan. *Lett. Appl. Microbiol.*, 15: 207-209.

Kontsedalov S., E Zchori-Fein E., Chiel Y., Gottlieb M., Inbar M., Ghanim, 2008. The presence of *Rickettsia* is associated with increased susceptibility of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) to insecticides. *Pest Manag. Sci.*, 64: 789-792.

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

Kumar G., Karthik L., Rao K. V. B., Kirthi A. V., Rahuman A. A., 2012. Phytochemical composition and mosquito controlling property of *Nerium oleander* leaves (Apocynaceae) against *Culex tritaeniorhynchus* and *Culex gelidus* (Diptera: Culicidae). *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2: 1-6.

## L

Lacey L. A., 2007. *Bacillus thuringiensis* sero variety *israelensis* and *Bacillus sphaericus* for mosquito control. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 23(2): 133-163.

Lafont M., 1989. Contribution à la gestion des eaux continentales : utilisation des oligochètes comme descripteurs de l'état biologique et du degré de pollution des eaux et des sédiments. Thèse Doct. Etat, Université Lyon I, p. 311 + annexes.

Lagadic L., Caquet T. H., Fourcy D., Heydorff M., 2002. Evaluation à long terme des effets de la démoustication dans le Morbihan. Suivi de l'impact écotoxicologique des traitements sur les invertébrés aquatiques entre 1998 et 2001. Scientific Report. Research Agreement Conseil Général du Morbihan, p215.

Laird M., 1947. Some natural enemies of mosquitoes in the vicinity of Palmalmal, New Britain. *Trans. R. Soc. N.Z.*, 76: 453-476.

L'Ambert G., Ferre J. B., Schaffner F., Fontenille D., 2012. Comparison of different trapping methods for surveillance of mosquito vectors of West Nile virus in Rhone Delta, France. *Journal of Vector Ecology*, 37: 269-275.

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.

Larget I., de Barjac H., 1981. Spécificité et principe actif de *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. *B. Soc. Pathol. Exot.*, 74: 216-227.

Lascombe C., 1997. Les variables biologiques au service de la gestion des écosystèmes aquatiques. In séminaire national «Les variables biologiques : des indicateurs de l'état de santé des écosystèmes aquatiques » Ministère de l'Environnement, 2-3 Novembre 1994, CEMAGREF (Eds.), p27-37.

Lauzon C. R., Potter S. E., Prokopy R. J., 2003. Degradation and detoxification of the dihydrochalcone phloridzin by *Enterobacter agglomerans*, a bacterium associated with the apple pest, *Rhagoletis pomonella* (Walsh) (Diptera: Tephritidae). *Environ. Entomol.*, 32: 953-962.

Lee R.F., 1988. Gutathione S-transferase in marine invertebrates from Langesundfjord. *Ecol. Prog. Ser.*, 46: 33-36

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.

Lenartova V., Holovska K., Pedrajas J. R., Martinezlara E., Peinado J., Lopezbarea J., 1997. Antioxidant and detoxifying fish enzymes as biomarkers of river pollution. *Biomarkers*, 2: 247- 252.

Leveque C., 1997. Etat de santé des écosystèmes aquatiques : l'intérêt des variables biologiques. In séminaire national « *Les variables biologiques : des indicateurs de l'état de santé des écosystèmes aquatiques* » Ministère de l'Environnement, 2-3 Novembre 1994, CEMAGREF (Eds.), p13-26.

Li X., Shuler M. A., Berenbaum M. R., 2007. Molecular mechanisms of metabolic resistance to synthetic and natural xenobiotics. *Ann. Rev. Entomol.*, 52: 231-253.

Liber K., Schmude K. L., Rau D. M., 1998. Toxicity of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* to chironomids in pond mesocosms. *Ecotoxicology*, 7: 343-354.

Lin C. C., Yang C. F., Tu C. H., Huang C. G., Shih Y. T., Chuang C. K., Chen W. J., 2007. A novel tetraspanin C189 upregulated in C6/36 mosquito cells following dengue 2 virus infection. *Virus Res.*, 124: 176-183.

Lokesh R., Barnabas L., Madhuri E., Saurav P., Sundar K., 2010. Larvicidal activity of *Trigonella foenum* and *Nerium oleander* leaves against mosquito larvae found in Vellore City, India. *Current Research Journal of Biological Sciences*, 2: 154-160.

Lourenço-de-Oliveira R., de Castro F. A., 1991. *Culex saltanensis* Dyar, 1928-natural vector of *Plasmodium juxtanucleare* in Rio de Janeiro, Brazil, 86(1): 87-94.

Lucas P. H., 1849. Exploration scientifiques pendant les années 1840-1841-1842. Sciences Physique, Zoologie : Histoire Naturelle des animaux articulés. Vol. 1, Premières partie : Crustacés, Arachnides, Myriapodes et Hexapodes. Paris, Imprimerie Royale, p396.

Lucia A., Gonzalez Audino 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.

Lundström J. O., Brodin Y., Schäfer M. L., Persson Vinnersten T. Z., Östman., 2010a. High species richness of Chironomidae (Diptera) in temporary flooded wetlands associated with high species turnover rates. *Bull. Entomol. Res.*, 100: 433-444.

## M

Maazi M. C., 1991. Contribution à l'estimation quantitative et qualitatives des Anatidés et Foulques hivernants et nicheurs au niveau du lac des oiseaux (Wilaya d'El Taref). Thèse de magister. INA. Alger, p55.

Machala M., Petivalsky M., Nezveda K., Ulrich, R., Dušek L., Piacka V., Svobodovà Z., 1997. Responses of carphepatopancreatic 7-ethoxyresorufin-o -deethylase and glutathione- dependent enzymes to organic pollutants\*/a field study. *Environ. Toxicol. Chem.*, 16: 1410-1416.

Madaci B., Merghem R., Doumandji B., Soltani N., 2008. Effet du *Nerium oleander*, laurier rose sur le taux des protéines, l'activité de l'Ache et les mouvements des vers blancs Rhizotrogini, (Coleoptera Scarabaeidae). *Science & Technologie, C*, 27: 73-78.

Magralit Y., Ben-Dov E., 2000. Biological control by *Bacillus thuringiensis* sub sp *israelensis* p 243-301. Dans *Insect Pest Management*, techniques for environment protection. F.E. rechcigl et N.A. rechcigl (ED) CRC pres.

Mannervik B., Clin P., Guthenberg C., Jensson H., Tahir M. K., Warholm M., Jörnvall H., 1985. Identification of three classes of cytosolic glutathione S-transferase common to several mammalian species: correlation between structural data and enzymic properties. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*, 82: 7202-7206.

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

Martin T., Ochou Ochou G., Hala N'klo F., Vassal J. M., Vaissayre M., 2000. Pyrethroid resistance in the cotton bollworm, *Helicoverpa armigera* (Hübner), in West Africa. *Pest Management Science*, 56: 549-554.

Martínez-Lara E., Toribio F., López-Barea J., Bárcena J.A., 1996. Glutathione S-transferase isoenzyme patterns in the gilthead seabream (*Sparus aurata*) exposed to environmental contaminants. *Comp. Biochem. Physiol.*, 113C: 215-220.

McAbee R. D., Kang K. D., Stanich M. A., Christiansen J. A., Wheelock C. E., Inman A. D., Hammock B. D., Cornel A. J., 2004. " Pyrethroid tolerance in *Culex pipiens* var *molestus* from Marin County, California". *Pest management Science*, 60: 359-368.

Meadows M. P., 1993. *Bacillus thuringiensis* in the environment: Ecology and risk assessment. In *Bacillus thuringiensis, an Environmental Biopesticide: Theory and Practice* (ed. P. F. Entwistle, J. S. Cory, M. J. Bailey and S. Higgs). John Wiley & Sons, p193-220.

Merghem R., 2001. Origine et biogénèse des molécules d'origine naturelle, importance pour l'industrie pharmaceutique. Proceeding du 1er Séminaire national sur les substances bio actives d'origine végétale, p105-111.

Merritt R. W., Walker E. D., Wilzbach M. A., Cummins K. W., Morgan W. T., 1989. A broad evaluation of *B.t.i.* for black fly (Diptera: Simuliidae) control in a Michigan river: efficacy, carry and

non-target effects on invertebrates and fish. *Journal of the American Mosquito Control Association.*, 5: 397-415.

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 nonoxygenated 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.

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, p225-233.

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.

Molloy D. P., 1990. Progress in the biological control of black flies with *Bacillus thuringiensis israelensis*, with emphasis on temperate climates, in *Bacterial control of mosquitoes and black flies: Biochemistry, genetics and applications of Bacillus thuringiensis israelensis and Bacillus sphaericus* (de Barjac H., and D. J. Sutherland Eds), *Rutgers University Press, New Brunswick, New Jersey*, p161-186.

Monzon R. B., Alvior 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..

Mordue A. J., Blackwell A., 1993. Azadirachtin : an update. *J Insect Physiol. (Great Britain)*, 39 : 903-24.

Mostaqul H. M., Jabbar A., Rashid M. A., Hasan C. M. A., 1999. Novel antibacterial and cardiac steroid from the roots of *Nerium oleander*. *Fitoterapia*, 70: 5-9.

Mounsey K. E., Pasay C. J., Arlian L. G., Morgan M. S., Holt D. C., Currie B. J., Walton S. F., McCarthy J. S., 2010. Increased transcription of Glutathione S-transferases in acaricide exposed scabies mites. *Parasites & Vectors*, 3: 43.

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.

Mouthon J., 1993. Un indice biologique lacustre basé sur l'examen des peuplements de mollusques. *Bull. Fr. Peche Piscic.*, 331 : 397-406.

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., N. Zirihi 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.

Neuwinger H. D., 1996. African Ethnobotany. Poisons and Drugs. Chemistry, Pharmacology, Toxicology. Ed. Champman and Hall, Bundesrepublik Deutschland, p942.

Niemi G. J., Hershey A. E., Shannon L., Hanowski J. M., Lima A., Axler R. P., Regal R. R., 1999. Ecological effects of mosquito control on zooplankton, insects, and birds. *Environ. Toxicol. Chem.*, 18: 549-559.

Norland R. L., Mulla M. S., 1975. Impact of altosid on selected members of an aquatic ecosystem. *Environ. Entomol.*, 4: 145-152.

## O

Oehlmann J., Di Benedetto P., Tillmann M., Duft M., Oetken M., Schulte-Oehlmann U., 2007. Endocrine disruption in prosobranch molluscs: evidence and ecological relevance. *Ecotoxicology*, 16: 29-43.

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.

Organisation Mondiale de la Santé (OMS), 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: 55-60.

Organisation Mondiale de la Santé (OMS), 1973. Lutte antivectorielle en santé internationale. Genève, p156.

Östman Ö., Lundström J. O., Vinnersten T. Z. P., 2008. Effects of mosquito larvae removal with *Bacillus thuringiensis israelensis* (*Bti*) on natural protozoan communities. *Hydrobiologia*, 607: 231-235.

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.

Ouakid M. L., Touati L., Adjami Y., Farine J. P., Everaerts C., Soltani N., 2008. Evaluation de l'activité insecticide du Thuricide HP (*Bacillus thuringiensis* var. Berliner) sur les larves de *Lymantria dispar* (Lepidoptera : Lymantriidae) ravageur des forêts du chêne liège en Algérie. *Annales de l'INRGREF NS*, 12: 346-359.

## P

Paliwal R., Sharma P., Kansal A., 2007. Water quality modelling of the river Yamuna (India) using Qualée-Uncas. *Journal of Environmental Management*, 83: 131-144.

Palmisano C. T., Taylor V., Caillouet K., Byrd B., Wesson D. M., 2005. Impact of West Nile virus outbreak upon St. Tammany Parish Mosquito Abatement District. *J. Am. Mosq. Control. Assoc.*, 21: 33-38.

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

Pasay C., Arlian L., Morgan M., Gunning R., Rossiter L., Holt D., Walton S., Beckham S., McCarthy J., 2009. **The Effect of Insecticide Synergists on the Response of Scabies Mites to Pyrethroid Acaricides.** *PLoS. Negl. Trop. Dis.*, 3: 354.

Paul M., Laliberté D., 1985. Réseau de surveillance des substances toxiques 1981 : contamination du milieu aquatique du Québec méridional par sept métaux lourds, Québec, ministère de l'Environnement, Direction des relevés aquatiques, Envirodoq no EN850739, 85 : 01, 107.

Paupy C., Makanga B., Ollomo B., Rahola N., Durand P., Magnus J., Willaume E., Renaud F., Fontenille D., Prugnolle F., 2013. *Anopheles moucheti* and *Anopheles vinckeii* are candidate vectors of ape *Plasmodium* parasites, including *Plasmodium praefalciparum* in Gabon. *PLoS One*, 8: e57294.

Pavlović S. Z., Belić D., Blagojević D. P., Radojičić R. M., Žikić R. V., Saičić Z. S., Lajšić G. G. Spasić M. B., 2004. Seasonal variations of cytosolic antioxidant enzyme activities in liver and white muscle of thinlip gray mullet (*Liza ramada*) from the Adriatic Sea. *Cryo-Lett.*, 25: 273-285.

Perry R. H., Green W. D., 1997. *Perry's Chemical Engineers' Handbook*, USA, McGraw-Hill, 7e éd., 2400 p. (ISBN 0-07-049841-5), p2-50.

Peyrusse V., Bertrand M., 2001. Les acariens aquatiques de France. *Insectes*, 123: 3-6.

Pihan F., de Vaufleury A., 2000. The Snail as a Target Organism for the Evaluation of Industrial Waste Dump Contamination and the Efficiency of Its Remediation. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 46 (2): 137-147.

Poiré M., Pasteur N., 1991. La résistance des insectes aux insecticides. *La Recherche*, 234 (22): 874-882.

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*, *Moraxella catarrhalis* and *Haemophilus influenzae*. *Iranian J Med Arom Plants*, 23: 477-483. (In Persian, English abstr.).

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

Proctor H. C., 1997. Mating behaviour of *Physolimnesia australis* (Halik) (Acari : Limnesiidae), a non-parasitic, rotifer-eating water mite from Australia. *J. Arachnol.*, 25: 321-325.

Proctor H. C., 2006. Key to Aquatic Mites Known from Alberta. Agriculture Canada, Ottawa.

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

## R

Radyuk S. N., Sohal R. S., Orr W. C., 2003. Thioredoxin peroxidases can foster cytoprotection or cell death in response to different stressors: over-and underexpression of thioredoxin peroxidase in *Drosophila* cells. *Biochem. J.*, 371: 743-752.

Rao J. V., 2006. Biochemical alterations in euryhaline fish, *Oreochromis mossambicus* exposed to sub-lethal concentrations of an organophosphorus insecticide, monocrotophos. *Chemosphere*, 65: 1814-1820.

Rapport Ifremer, p73.

Rathi M. H., Al-Zubaidi F. S., 2011. Effect of crude phenolic extracts of *Nerium oleander* L. leaves on the biological performance of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera: Aleyrodida). *Diyala Journal For Pure Science*, 7(3): 214-226.

Raveen R., Kamakshi K. T., Deepa M., Arivoli S., Tennyson S., 2014. Larvicidal activity of *Nerium oleander* L. (Apocynaceae) flower extracts against *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae). *International Journal of Mosquito Research*, 1(1): 38-42.

Raymond M., Berticat C., Weill M., Pasteur N., Chevillon C., 2001. Insecticide resistance in the mosquito *Culex pipiens*: what have we learned about adaptation? *Genetica*, 112/113: 287-96.

Recensement de la population Algérienne, wilaya d'Annaba, 2008.

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

Rehimi N., Alouani A., Soltani N., 2010. Efficacy of Azadirachnin against mosquito larvae *Culex pipiens* (Diptera : Culicidae) under laboratory conditions. *European Journal of Scientific Research*, 57 (2): 223-229.

Rehimi N., Soltani N., 2002. Laboratory evaluation of Andalin, a new insecticide interfering with cuticle deposition, against *Culex pipiens*. *Revue Sciences & Technologie*, 18: 106-110.

Reiter M. E., Lapointe D. A., 2009. Larval habitat for the avian malaria vector *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) in altered mid-elevation mesic-dry forests in Hawaii. *JVector Ecol.*, 34(2): 208-16.

Rey D., Long A., Pautou M. P., Meyran J. C., 1998. Comparative histopathology of some Diptera and Crustacea of aquatic alpine ecosystems, after treatment with *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis*. *Entomol. Exp. Appl.*, 88: 255-263.

Riessen H. P., 1982a. Pelagic water mites: their life history and seasonal distribution in the zooplankton community of a Canadian lake. *Arch. Hydrobiol. Supp.*, 62: 410-439.

Riessen H. P., 1982b. Predatory behavior and prey selectivity of the pelagic water mite *Piona constricta*. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 39: 1569-1579.

Rivero A., Magaud A., Nicot A., Vézilier J., 2011. Coût énergétique de la résistance aux insecticides chez *Culex pipiens* moustiques. *Journal of Medical Entomology*, 48 (3): 694-700.

Robaux P., 1974. Recherches sur le développement et la biologie des acariens «Trombidiidae». *Mem. Mus. Natn. Hist. Nat. (N.S.). Ser. A. Zoologie*, 85: 1-186.

Robert T., Dillon R. T., Herman J. J., 2009. Genetics, shell morphology, and life history of the freshwater pulmonate limpets *Ferrissia rivularis* and *Ferrissia fragilis*. *Journal of Freshwater Ecology*, 24: 261- 271.

Rodhain F., Perez C., 1985. Précis d'entomologie médicale et vétérinaire. Ed. Maloine S. A., Paris, p458.

Rodhain F., Petter J. J., Albignac R., Coulanges P., Hannoun C., 1985. Arboviruses and lemurs in Madagascar: experimental infection of *Lemur fulvus* with yellow fever and West Nile viruses. *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 34: 816-822.

Rodier J., 1984. L'analyse de l'eau : Eaux naturelles, eaux résiduaires, eaux de mer. *Edition Dunod Paris*.

Roni M., Murugan K., Mary C. S., Sivapriyajothi S., Suganya N. A., Dinesh D., Vivek S., 2013. Ovicidal and adulticidal activity of *Nerium oleander* extract against *Anopheles stephensi* Liston (Insecta: Diptera: Culicidae). *International Journal of Innovation Research*, 1 (1): 12-18.

Rosa A., Deiana M., Casu V., Corona G., Appendino G., Bianchi F., Ballero M., Dessi MA., 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.

## S

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.

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.

Sen A., Kirikbakan A., 2004. Biochemical characterization and distribution of glutathione S-transferases in leaping mullet (*Liza saliens*). *Biochem. (Moscow)*, 69: 993-1000.

Sargent E., Sargent E., 1904. Note sur les Acariens parasites des anophèles. *Comptes rendus de la Société de Biologie*, 56: 100 -102.

Seu D., Solis S., 2009. The Effects of *Nerium oleander* on Mutant and Wild-type *Drosophila melanogaster*. *California State Science Fair.*, Ap2/09.

Shaan 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.

Sharma R. S., Kaul S. M., Sokhay J., 2005. Seasonal fluctuations of dengue vector, *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae) in Delhi, India. *Southeast Asian J. Trop. Med. Public. Health*, 36 (1): 186-90.

Shatrov A. B., Kudryashova N. I., 2006. Taxonomy, life cycles and the origin of parasitism in trombiculid mites. In: *Micromammals and Macroparasites (from Evolutionary Ecology to Management)*, Springer, p119-140.

Shatrov A. B., 2000. *Krasnotelkovye kleshchi i ikh parazitizm* [Trombiculid mites and their parasitism on vertebrate hosts]. St. Petersburg, p280. [in Russian, Engl. summary]

Shen S. K., Dowd P. F., 1991b. 1-Naphthyl acetate esterase activity from cultures of the symbiont yeast of the cigarette beetle (Coleoptera: Anobiidae). *Journal of Economic Entomology*, 84: 402-407.

Shililu J. I., Tewolde G. M., Brantly E., Githure J. I., Mbogo C. M., Beier J. C., 2003. Efficacy of *Bacillus thuringiensis israelensis*, *Bacillus sphaericus* and temephos for managing Anopheles larvae in Eritrea. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 19(3): 251-258.

Sinègre G., Jilien J. L., Gaven B., 1977. Acquisition progressive de la résistance au chlorpyrifos chez les larves de *Culex pipiens* (L.) dans le Midi de la France. *Parasitologia*, 19 (1-2): 79-94.

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.

Smith B. P., 1976. A study of the systematic of the water mite family Pionidae (Prostigmata: Parasitegona) in North America with comments of phylogeny and higher classification of the super family. *Can. Ent.*, 114: 901-990.

Smith B. P., 1983. The potential of mites as biological control agents of mosquitoes, in "Research needs for development of biological control of pest by mites", (M. Hoy, G. Cunningham and L. Knutson, eds.). *Agric. Exp. Stn. Univ. Calif.*, USA p79-85.

Smith B. P., 1988. Host-parasite interaction and impact of larval water mites on insects. *Annual Review of Entomology*, 33: 487-507.

Smith B. P., McIver S. B., 1984a. The patterns of mosquito emergence (Diptera: Culicidae; *Aedes* spp.): their influence on host selection by parasitic mites (Acari: Arrenuridae; *Arrenurus* spp.). *Canadian Journal of Zoology*, 62: 1106-1113.

Smith B. P., McIver S. B., 1984b. Factors influencing host selection and successful parasitism of *Aedes spp.* mosquitoes by *Arrenurus spp. Mites*, *Can. J. Zool.*, 62: 1114-1120.

Smith D. L., Mc Kenzie F. E., Malar J., 2004. Statics and dynamics of malaria infection in Anopheles mosquitoes, 3: 13.

Smith I. M., & Oliver D. R., 1986. Review of parasitic associations of larval water mites (Acari: Parasitengona: Hydrachnida) with insect hosts. *Canadian Entomologist*, 118: 407-472.

Smith I. M., Cook D. R., 1991. Water mites, in "Freshwater invertebrates from North American" (Thorp and Covich, eds.), *Academic Press, USA*, p470-492.

Smith I. M., Cook D. R., Smith B. P., 2001. Water mites (Hydrachnida) and other arachnids. In Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates, Chapter 16, p551-659. 2nd edition, edited by *J H Thorp and A P Covich. Academic Press*, p1056.

Snodgrass R. E., 1959. The anatomical life of the mosquito. *Smithsonian Inst.; Smith Misc. Coil.* 139 (8): 87.

Sokolow I. I., 1940a. Hydracarina – Vodianye Kleshchi (Ch. 1: Hydrachnellae). *Fauna SSSR*, 5(2): 511.

Sokolow I. I., 1940b. [Hydracarina]. In: Shadin W.J. [Das Leben der Süßwässer der USSR.]. 1: 277-300.

Soltani N., Larhem A. B., Boudjelida H., 2010. Lutte chimique contre le moustique : évaluation d'un insecticide sélectif à l'égard des larves de *Culex pipiens*. *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.

Starnes R. L., Liu C. L., Marone P. G., 1993. History, use and future of microbial insecticides. *Amer. Entomol.*, 39: 83-91.

Stryjecki R., 2010. Water mites (Acari: Hydrachnidia) of the northern part of nadwieprzański landscape park. *Teka Kom. Ochr. Kszt. Środ. Przyp. OL PAN.*, 7: 389–399.

Sukontason K. L., Noppawan B., Kom S., Wej C., 2004. Effects of Eucalyptol on hous 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

Tanapongpipat S., Luxananil P., Boonhiang P., Chewawiwat N., Audtho M., Panyim S., 2003. A plasmid encoding a combination of mosquito-larvicidal genes from *Bacillus thuringiensis* subsp. *israelensis* and *Bacillus sphaericus* confers toxicity against broad range of mosquito larvae when expressed in Gram-negative bacteria. *FEMS Microbiology Letters*, 228: 259-263.

Tantely M. L., Rakotonaina J. C., Tata E., Andrianaivolambo L., Razafindrasata F., Fontenille D., Elissa N., 2013. Biology of mosquitoes that are potential vectors of Rift Valley fever virus in different biotopes of the central highlands of Madagascar. *Journal of Medical Entomology*, 50: 603-610.

Taverny C., Élie P., Boët P., 2009. La vie piscicole dans les masses d'eau de transition : proposition d'une grille de qualité pour la température, l'oxygène dissous, la salinité et la transparence. 131: 44p + annexes pp.

Ternes T. A., Hirsch R., 2000. Occurrence and behavior of X-ray contrast media in sewagefacilities and the aquatic environment. *Environ. Sci. Technol.*, 34: 2741-2748.

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

Tine-Djebar F., Bouabida H., Soltani N., 2011. Caractérisation morphométrique et biochimique de certaines espèces de moustiques inventoriés dans la région de Tebessa. *Bulletin de la Société Zoologique de France*, 136, (dans la presse).

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 *C. pipiens molestus* (Diptera : Culicidae). *Pest Management Sci.*, 61: 597-604.

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.

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.

Turgeon D. D., Quinn J. F., Bogan A. E., Coan E. V., Hochberg F. G., Lyons W. G., Mikkelsen P. M., Neves R. J., Roper C. F. E., Rosenberg G., Roth B., Scheltema A., Thompson F. G., Vecchione M., Williams J. D., 1998. Common and scientific names of aquatic invertebrates from the United States and Canada: Mollusks. Second edition. *American Fisheries Society Special Publication*, 26: 1-509.

## U

Usseglio-Polatera P., Wasson J. G., Archaimbault V., 2007. Appui scientifique à la Mise en œuvre de la Directive Cadre Européenne sur l'Eau Protocole expérimental d'échantillonnage des «macroinvertébrés» en cours d'eau profond.

## V

Vaissayre M., Irving S., Vassal J. M., Staetz C., 2002. Les tests par tubes imprégnés : un outil performant pour la gestion des populations *d'Helicoverpa armigera* résistantes aux pyréthrinoïdes en Afrique de l'Ouest. Soumis à Cahiers Agricultures.

Vereijken P., Viaux P., 1990. Vers une agriculture intégrée. *Supplément de La Recherche*, 227: 22-25.

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. Myrtle (*Myrtus communis* L.): from the mediterranean tradition a potential antiparasitic lead. In *medicine and health in the Tropics*, 11-15. Edited by Marseille-France.

Viets K. O., 1987. Die Milben des Sußwassers (Hydrachnellaen und Halacaridae [part.], Acari). 2: Katalog. Sonderbaende des Naturwissenschaftlichen Vereins in Hamburg 8. *Verlag Paul Parey, Hamburg*.

Viets K., 1956. Die Milben des Süsswassers und des Meeres. Zweiter und dritter Teil. *Gustav Fischer Verlag, Jena*.

Vinnersten T. Z. P., Lundström J. O., Petersson E., Landin J., 2009. Diving beetles assemblages of flooded wetlands in relation to time, wetland type and *Bti*-based mosquito control. *Hydrobiologia*, 635: 189–203.

Virlouvet G., 2006. Résidus de médicaments dans les eaux: contribution des activités humaines et vétérinaires. *Environnement, Risques & Santé*. 5: 239-241.

## W

- Wall R., Shearer D., 1992. *Veterinary Entomology*, Chapman & Hall, 88-191.
- Walter C., 1924. Quelques nouvelles espèces d'Hydracariens du Maroc et du Soudan. *Bulletin de la Société des Sciences Naturelles du Maroc*, IV(3 - 4): 61 -71.
- Walter D. E., Lindquist E. E., Smith I. M., Cook D. R., Krantz G. W., 2009. Order Trombidiformes. In : Krantz & Walter, p233-420.
- Wei Y., Appel A. G., Moar W. J., Liu N., 2001. Pyrethroid resistance in the german cockroach, *Blatella germanica* (L.). *Pest. Manag. Sci.*, 57: 1055-1059.
- Weill M., Berticat C., Raymond M., Chevillon C., 2000. Quantitative PCR to estimate the number of amplified esterase genes in insecticide resistant mosquitoes. *Anal. Biochem.*, 285: 267-70.
- Weill M., Lutfalla G., Mogensen K., 2003. Insecticide resistance in mosquito vectors. *Nature*, 423: 136-7.
- Wethington A. R., Dillon R. T., 1991. Sperm storage and evidence for multiple insemination in a natural population of the freshwater snail, *Physa. Am. Malac. Bull.*, 9: 99-102.
- Wethington A. R., Dillon R. T., 1993. Reproductive development in the hermaphroditic freshwater snail, *Physa*, monitored with complementing albino lines. *Proc. Royal Soc. Lond. B.*, 252: 109-114.
- Wethington A. R., Dillon R. T., 1997. Selfing, outcrossing, and mixed mating in the freshwater snail *Physa heterostropha*: lifetime fitness and inbreeding depression. *Invert. Biol.*, 116(3):192-199.
- Williams D. D., Feltmate B.W., 1992. Aquatic Insects. *CAB International*, p358.
- Wilson E. O., 1997. Introduction. In: Reaka-Kudla, M.L., Wilson D. E., Wilson E. O. (Eds.), *Biodiversity II*, J. Henry Press, Washington D. C., p1-3.
- Wilson J. R., Rees M., Thomas M., Hill G., 2001. Water hyacinth population dynamics. *ACIAR Proceedings* 102: 96-104.
- Wipfli, M. S., Merritt R. W., 1994. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* on nontarget benthic insects through direct and indirect exposure. *Journal of the North American Benthological Society*, 13: 190-205.
- Witaliński W., 2009. Egg-shells in mites. Vitelline envelope and chorion in a water mite, *Limnochares aquatica* L. (Acari, Limnocharidae). *Journal of Zoology*. On line, 214(2): 285-294. 1988 *J. zool. lond.*, 214: 285-294.

- Wohltmann A. 2001. The evolution of life histories in Parasitengona. *Acarologia*, 41: 145–204.
- Wohltmann A., Witte H., Olomski R., 2001. Organismal patterns causing high potential for adaptive radiation in Parasitengonae (Acari: Prostigmata). In: R.B. Halliday *et al.* (eds.). *Acarology: Proc. 10 th Intern.Congress. CSIRO Publ., Melbourne*, 83-99.
- World Health Organization (WHO), 1999. Microbial pest control agent: *Bacillus thuringiensis*. Finland, WHO publications, p99.
- Y**
- Yang P., Yajun M. A., Shuiqing Z., 2005. Aduliticidal activity of five essential oils against *Culex pipiens quinquefasciatus*. *J. Pestic. Sci.*, 30: 84-9.
- Z**
- Zamora Perea E., Balta Leon R., Palomino Salcedo M., Brogdon W., Devine G., 2009. Adaptation and evaluation of the bottle assay for monitoring insecticide resistance in disease vector mosquitoes in the Peruvian Amazon. *Malar. J.*, 8: 208.
- Zawal A., Buczyński P., 2013. Parasitism of Odonata by Arrenurus (Acari: Hydrachnidia) larvae in the Lake Świdwie, nature reserve (NW Poland). *Acta Parasitologica*, 58(4): 486-495.
- Zhavoronkova O. D., 2005. A comparative study of mouthparts in the water mite, *Hydryphantes ruber*, and the terrestrial red body mite *Trombidium sp.* (Trombidiformes, Parasitengona). *Zoologichesky Zhurnal*, 84(12): 1437-1449.
- Zhavoronkova O. D., 1992. Investigation of the mouth apparatus of water mites of the genus Eylais (Acariformes). *Biologicheskie Nauki, Moscow*, 3: 80-88.
- 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 antimalaric activity. *Journal of Chinese Clinical Medicine*, 2 (4): 205-210.
- Zongo F., 1993. Contribution à l’étude du phytoplancton d’eau douce du Burkina Faso- Cas du barrage n° 3 de Ouagadougou. Thèse 3ème cycle, Univ. de Ouagadougou., p170.

## *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.

## **Communications orales :**

Mansouri M., Meghlaoui Z., Kilani Morakchi S. Dosage de la GST et GSH chez *Blatella germanica*. *3eme journées scientifiques de l'ATT*. Tabarka-Tunisie : 3-5 Février 2012.

Mansouri M., Bendali-Saoudi F., Laouabdia-Sellami N., Soltani N. Identification systématique de quelques espèces d'Hydracariens du Nord-Est de l'Algérie. *Le 4ème Congrès International des Populations et des Communautés Animales « Dynamique et Biodiversité des Ecosystèmes Terrestres et Aquatiques » « CIPCA4 »*. Taghit-Algérie : 19-21 Novembre 2013.

## **Communications affichées :**

Mansouri M., Bendali-Saoudi F., Gacem H., Laouabdia-Sellami N., Soltani N. Effet du *Bacillus thuringiensis israelensis* à l'égard d'une espèce non ciblée *Eylais hamata* (Acari : hydrachnidia). *24ème Congrès de l'Association Tunisienne des Sciences Biologiques (ATSB)*. Sousse-Tunisie : 25-28 Mars 2013.

Mansouri M., Bendali-Saoudi F., Laouabdia-Sellami N., Soltani N. Evaluation de la qualité du Lac des Oiseaux par le Dosage de la GST au niveau des individus d'hydracarien (Acari : Hydrachnidia) *Eylais hamata*. *Troisième colloque internationale sur la biodiversité et écosystèmes littoraux BEL03*. Oran-Algérie : 26-28 Novembre 2013.

Mansouri M., Bendali-Saoudi F., Dahchar Z., Soltani N. Évaluation de l'état du Lac des Oiseaux à la Wilaya d'El Taref. *1st International Congress of Biodiversity and Wetland-Taref University*. Taref-Algérie : 26-27-28 Mai 2014.

Mansouri M., Bendali-Saoudi F., Soltani N. Détermination systématique de quelques espèces d'hydracariens du Nord-est Algérien. *9ème Congrès Magrébin des sciences de la mer (ATSMer, AMSMer)*. Sousse-Tunisie : Décembre 21 au 24 2014.

## **Tâches pédagogiques:**

- Assistante TP Master 1 Reproduction et Développement.
- Assistante TD Master 1 Physio-toxicologie.
- Chargé de TD tronc commun.
- Assistante encadrement Master 2 Reproduction et Développement.
- Assistante encadrement Master 2 Physio-toxicologie.