

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

جامعة باجي مختار – ANNABA

عناية



FACULTÉ DES SCIENCES  
DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE  
LABORATOIRE DE Neuro-endocrinologie Appliquée

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

Domaine : SCIENCE DE LA NATURE ET DE LA VIE

Filière : Biologie

Spécialité : Comportement et Adaptation

Intitulé

« Effets toxiques des extraits de végétaux inférieures et supérieures sur le comportement alimentaire et sexuel de *Drosophila melanogaster* (Diptera ; Drosophilidae) ».

Presentée par : M<sup>elle</sup> SAADANE Fatma Zohra

Directrice de thèse : Mme HABBACHI Wafa (Professeur, Université - Annaba)

Co-directeur : Dr. SLIMANI Abdelrachid (MCA, Université – Annaba)

Devant un jury composé de :

Mr. BAIRI Abdelmadjid	Professeur	Président	Université– Annaba
Mr. BOUDJLIDA Hamid	Professeur	Examineur	Université– Annaba
Dr. BENHISSEN Saliha	MCA	Examinatrice	Université– M'sila

Année universitaire : 2021/2022

## REMERCIEMENTS

En premier lieu, je remercie **Allah** le tout puissant qui m'a donnée la force de mener à terme ce travail.

Je suis très honoré de la présence des membres de jury de thèse et J'adresse mes vifs remerciements aux

En premier lieu, **Mr. BAIRI Abdelmadjid** Professeur à l'Université Badji Mokhtar d'Annaba, et directeur du laboratoire Neuroendocrinologie appliquée pour l'honneur qu'il m'a fait en acceptant d'être président de mon jury de thèse, mais aussi pour m'avoir accueilli au sein de son laboratoire, pour son aide continue, son ouverture d'esprit et sa gentillesse, autant d'éléments qui m'ont permis d'atteindre mes objectifs. Merci de vous être impliquée dans ce travail, Monsieur.

Je voudrais également remercier les examinateurs pour l'intérêt qu'ils ont porté à ce travail et d'avoir accepté de juger cette thèse : **Mr. BOUDJLIA Hamid** Professeur à l'Université Badji Mokhtar d'Annaba, **Mme. BENHISSEN Saliha** Maître de conférences A à l'Université Mohamed Boudiaf, M'Sila.

Je tiens à remercier en premier lieu et vivement ma directrice de thèse, **Mme. HABBACHI Wafa**, Professeur à l'Université d'Annaba pour m'avoir accueillie au sein de son équipe et pour la confiance qu'il m'a témoignée en acceptant la direction scientifique de mes travaux. Je lui suis reconnaissante de m'avoir fait bénéficier tout au long de ce travail de sa grande compétence, de sa rigueur intellectuelle, de son dynamisme, ses qualités pédagogiques et scientifiques et de son efficacité certaine que je n'oublierai jamais. Soyez assuré de mon attachement et de ma profonde gratitude.

J'adresse mes remerciements à mon Co-encadrant de thèse, **Mr. SLIMANI Abdelrachid**, Maitre de conférences (A) à l'Université Badji Mokhtar d'Annaba, pour son attention sur mes travaux, pour ses conseils avisés et son écoute qui ont été prépondérants pour la bonne réussite de cette thèse. Son énergie et sa confiance ont été des éléments moteurs pour moi. J'ai pris un grand plaisir à travailler avec lui

A titre plus personnel, Mille mercis ne suffisent pas pour exprimer ma grande gratitude à mes parents et mon frère **Islem** qui n'ont jamais cessé de me soutenir, que ce travail soit le témoignage de ma profonde reconnaissance. Un remerciement particulier à mes chers parents, qui ont toujours été fiers de moi, pour leur soutien sans faille, et à tout ce qu'ils ont pu m'apporter pour franchir. Les obstacles les plus difficiles. Je tiens à leur exprimer ma plus vive gratitude pour leur aide tout au long de ces années d'études.

Je remercie chaleureusement mon mari, **Omar** pour la grande patience, l'encouragement et la confiance qu'il m'a témoignée. Je tiens à le remercier surtout pour son soutien moral interrompu et ses nombreux conseils tout le long de ma thèse.

Enfin, merci à toute personne ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

## Résumé

Depuis des milliers d'années, l'homme utilise les plantes trouvées dans la nature, pour traiter et soigner des maladies, l'utilisation des plantes en phytothérapie est très ancienne et connaît actuellement une région d'intérêt auprès du public.

Les plantes produisent des substances actives ayant des propriétés insecticides, aseptiques ou encore régulatrices de la croissance des insectes. Le plus souvent, ces substances actives sont des métabolites secondaires qui, à l'origine, protègent les végétaux des herbivores et elles affectent profondément le comportement des insectes phytophages.

L'objet principal de cette thèse consiste à évaluer les effets insecticides des plantes inférieure et supérieure dans la zone méditerranéenne, thérapeutique, antibactérienne de *Drimia maritima*, *Ramalina farinacea*, *Lobaria pulmonaria*, (extrait aqueux et éthanolique) sur la mouche de vinaigre *Drosophila melanogaster*.

Dans un premier temps, nous avons étudié l'impact toxicologique des extraits éthanoliques et aqueux des plantes (*Drimia maritima*, *Ramalina farinacea*, *Lobaria pulmonaria*), sur la mortalité et le développement de la mouche. Ces derniers révèlent une bonne activité insecticide, ils provoquent une mortalité importante en fonction de la concentration et du temps d'exposition. Le traitement, par ingestion, agit essentiellement sur le cycle de développement de la mouche ; il influe sur la durée et le nombre d'individus (phénomène de mue).

Dans la seconde étude de notre thèse, nous cherchons les effets différés de différentes concentrations sublétales de chaque plante sur le comportement alimentaire des larves de 3<sup>ème</sup> stade, sexuel et l'oviposition de *D. melanogaster*. Grâce à des tests de choix, nous avons pu montrer que ces composés avaient un fort impact sur le phénomène d'attraction et l'acuité olfactive d'insectes (larves et femelles de *D. melanogaster*). Elles perdent la faculté de détection d'odeurs d'alimentation ou du site de ponte ; leurs choix est aléatoire. Ses effets, répulsifs ou attractifs, ont également été déterminés. Comme, ils agissent sur le nombre d'œufs pondus. Ce qui signifie que ces bioinsecticides agissent probablement comme des perturbateurs d'information en modifiant la communication chimique, réduisant ainsi les chances de reproduction des insectes cibles.

**Mots clés :** *Drosophila melanogaster*, *Drimia maritima*, *Ramalina farinacea*, *Lobaria pulmonaria*, insecticide, mortalité, comportement alimentaire, comportement sexuel, comportement de l'oviposition.

## **Abstract**

For thousands of years, man has used plants found in nature to treat and cure diseases, the use of plants in phytotherapy is very old and is currently experiencing a region of interest among the public.

Plants produce active substances with insecticidal, aseptic or insect growth regulating properties. Most often, these active substances are secondary metabolites that originally protect plants from herbivores and profoundly affect the behavior of phytophagous insects.

The main purpose of this thesis is to evaluate the insecticidal effects of *Drimia maritima*, *Ramalina farinacea*, *Lobaria pulmonaria* (aqueous and ethanolic extract) on the vinegar fly *Drosophila melanogaster* in the Mediterranean area.

First, we studied the toxicological impact of ethanolic and aqueous extracts of plants (*Drimia maritima*, *Ramalina farinacea*, *Lobaria pulmonaria*), on the mortality and development of the fly. These last ones reveal a good insecticidal activity, they provoke an important mortality according to the concentration and the exposure time. The treatment, by ingestion, acts essentially on the development cycle of the fly; it influences the duration and the number of individuals (moulting phenomenon).

In the second study of our thesis, we investigate the differential effects of different sublethal concentrations of each plant on the feeding behavior of 3rd instar larvae, sexual and oviposition of *D. melanogaster*. Through choice tests, we were able to show that these compounds had a strong impact on the attraction phenomenon and the olfactory acuity of insects (larvae and females of *D. melanogaster*). They lose the ability to detect odors of food or egg-laying site; their choice is random. Its effects, repulsive or attractive, have also been determined. As, they act on the number of eggs laid. This means that these bioinsecticides probably act as information disruptors by modifying chemical communication, thus reducing the chances of reproduction of the target insects.

**Keywords:** *Drosophila melanogaster*, *Drimia maritima*, *Ramalina farinacea*, *Lobaria pulmonaria*, insecticide, mortality, feeding behavior, sexual behavior, oviposition behavior.

## الملخص

مند آلاف السنين استخدم البشر النباتات الموجودة في الطبيعة لعلاج شتى الأمراض, و استخدام النباتات في طب الأعشاب قديم جدا و يشهد حاليا مجال اهتمام عام.

تنتج النباتات مواد فعالة ذات خصائص مبيدة للحشرات, معقمة أو حتى تنظيم نمو الحشرات . غالبا ما تكون هذه المواد الفعالة عبارة عن مستقلبات ثانوية تحمي النباتات في الأصل من العواشب و تؤثر بعمق على سلوك الحشرات التي تأكل النبات.

الهدف الرئيسي من هذه الرسالة هو تقييم تأثير المبيدات الحشرية الطبيعية ذات الخصائص العلاجية و المضادة للبكتيريا للنباتات العلوية و السفلية في منطقة البحر الأبيض المتوسط, من المستخلص الايثانولي و المائي لنباتات الآتية :

*Drosophila melanogaster* (على دبابة الخل), *Drimia maritima*, *Ramalina farinacea*, *Lobaria pulmonaria*)

أولا, درسنا التأثير السمي للمستخلصات النباتية الايثانولية و المائية على معدل التفوق و التطور الدبابة, تظهر المستخلصات النباتية نشاطا جيدا كمبيد حشري, فهي تسبب تفوقا كبيرا اعتمادا على التركيز و مدة التعرض. العلاج عن طريق الابتلاع يعمل بشكل أساسي على دور تطور الدبابة, كما يؤثر على المدة و عدد الأفراد. كذلك نهدف في هذه الرسالة إلى تقييم التأثيرات الثانوية أو المتأخرة لتركيزات مختلفة من كل نبتة على سلوك تغذية يرقات المرحلة الثالثة, إضافة إلى السلوك الجنسي و الاباضة لدبابة الخل دون إبادتها.

بفضل اختبارات الاختيار أظهرنا أن هذه المركبات لها تأثير قوي على ظاهرة الجدوب و حدة حاسة الشم عند اليرقات, كما إن الإناث تفقد القدرة على الكشف عن روائح التغذية أو موقع الاباضة, ادن فخيرها عشوائي, و حددت أيضا تأثيراتها الجاذبة و النافرة, فتؤثر على عدد البيض الذي تضعه.

سمحت نتائجنا أيضا بمراقبة سلوكيات غير طبيعية او غير عادية قبل التزاوج. التجاذب عن بعد و التعرف بالاتصال..... الخ.

و هذا يعني أن هذه المبيدات الحيوية ربما تكون بمثابة مثبطات للمعلومات عن طريق تغيير التواصل الكيميائي. و الحد من نجاح تزاوج الحشرات المستهدفة.

## الكلمات المفتاحية:

مبيدات *Drosophila melanogaster*, *Drimia maritima*, *Ramalina farinacea*, *Lobaria pulmonaria* الحشرات, الوفيات, السلوك الغدائي, السلوك الجنسي, سلوك البيض.

## Sommaire

<b>1. Introduction</b> .....	01
<b>2. Matériel et Méthodes</b> .....	14
<b>2.1. Présentation du matériel biologique</b> .....	14
<b>2.2. Elevage de masse au laboratoire</b> .....	17
<b>2.3. Présentation des plantes</b> .....	18
2.3.1. <i>Drimia maritima</i> (Asparagaceae).....	18
2.3.2. <i>Ramalina farinacea</i> (Ramalinaceae).....	22
2.3.3. <i>Lobaria pulmonaria</i> (Lobariaceae).....	24
<b>2.4. Préparation des extraits des plantes</b> .....	26
2.4.1. Préparation des extraits éthanoliques .....	26
a. <i>D. maritima</i> (Asparagaceae).....	26
b. <i>R. farinacea</i> (Ramalinaceae).....	27
c. <i>L. pulmonaria</i> (Lobariaceae).....	27
2.4.2. Préparation des extraits aqueux .....	28
a. <i>D. maritima</i> (Asparagaceae).....	28
b. <i>R. farinacea</i> (Ramalinaceae).....	29
c. <i>L. pulmonaria</i> (Lobariaceae).....	29
<b>2.5. Evaluation des effets des extraits des plantes</b> .....	30
2.5.1. Effet sur la mortalité et le développement de <i>D.melanogaster</i> .....	30
2.5.1.1. Effet des extraits éthanoliques .....	30
2.5.1.2. Effet des extraits aqueux .....	30
2.5.2. Effets des extraits éthanolique et aqueux sur le comportement alimentaire des larves <i>D.melanogaster</i> .....	31
2.5.2.1. Test de comportement alimentaire sur les larves <i>D.melanogaster</i> .....	31
2.5.3. Effets des extraits éthanolique et aqueux sur le comportement sexuel des adultes de <i>D.melanogaster</i> .....	34
2.5.3.1. Description du comportement sexuel des adultes <i>D.melanogaster</i> .....	34
A/ Orientation et poursuite .....	34
B/ Contact(Attouchement).....	35
C/ Le chant ou la vibration .....	35
D/ Léchage des plaques génitales de la femelle par le mâle .....	35
E/ Tentative d'accouplement.....	36
F/ Accouplement.....	36
2.5.3.2. Test de comportement sexuel sur les adultes de <i>D.melanogaster</i> .....	37
2.5.4. Effets des extraits éthanolique et aqueux sur le comportement d'oviposition des femelles de <i>D.melanogaster</i> (fécondité et fertilité).....	38

2.6. Analuse des données.....	39
2.6.1. Test de mortalité.....	39
2.6.2. Test d'attractivité alimentaire.....	40
2.6.3. Test de comportement sexuel.....	40
2.6.4. Test d'oviposition.....	41
3. Résultats .....	42
3.1. Effet de <i>D.maritima</i> sur la mortalité et le développement de <i>D.melanogaster</i> .....	42
3.1.1. Effet de l'extrait ethanologique.....	42
• <i>Les paramètres toxicologiques</i> .....	43
3.1.2. Effet de l'extrait aqueux .....	44
• <i>Les paramètres toxicologiques</i> .....	44
3.2. Effet de <i>D.maritima</i> sur le comportement alimentaire des larves L3 de <i>D.melanogaster</i> .....	47
3.2.1. Effet de l'extrait ethanologique de <i>D.maritima</i> (0.12µg/ml) .....	47
• <i>Attraction des larves témoins et traités.</i> .....	47
• <i>Temps de détection</i> .....	50
• <i>Le temps passé dans chaque milieu</i> .....	51
• <i>Pupation des larves témoins et traitées</i> .....	53
• <i>Indice d'attraction</i> .....	54
3.2.2. Effet de l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> (0,89µg/ml) .....	54
• <i>Attraction des larves témoins et traités.</i> .....	54
• <i>Temps de détection</i> .....	57
• <i>Le temps passé dans chaque milieu</i> .....	58
• <i>Pupation des larves témoins et traitées</i> .....	59
• <i>Indice d'attraction</i> .....	60
3.3. Effet de <i>D.maritima</i> sur le comportement sexuel des adultes de <i>D.melnogaster</i> .....	61
3.3.1. Effet de l'extrait ethanologique de <i>D.maritima</i> (0.12µg/ml) .....	61
3.3.1.1. Effet sur le taux des réussites d'accouplement.....	61
3.3.1.2. Effet sur les séquences comportementales conduisant à l'accouplement.....	62
• <i>Effet de D.maritima (0.12µg/ml) sur le temps du premier contact</i> .....	62
• <i>Effet de D.maritima (0.12µg/ml) sur le nombre du premier attouchement</i> .....	62
• <i>Effet de D.maritima (0.12µg/ml) sur le temps de la première vibration</i> .....	63
• <i>Effet de D.maritima (0.12µg/ml) sur le nombre de la première vibration</i> .....	64
• <i>Effet de D.maritima (0.12µg/ml) sur le temps du premier léchage</i> .....	65
• <i>Effet de D.maritima (0.12µg/ml) sur lenombre du premier léchage</i> .....	65
• <i>Effet de D.maritima (0.12µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement</i> .....	66

• Effet de <i>D.maritima</i> (0.12µg/ml) sur le nombre de la première tentative d'accouplement.....	66
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.12µg/ml) sur le temps d'accouplement <i>D.melanogaster</i> .....	67
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.12µg/ml) sur la durée d'accouplement <i>D.melanogaster</i> .....	67
3.3.2. Effet de l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) .....	69
3.3.2.1. Effet sur le taux des réussites d'accouplement.....	69
3.3.2.2. Effet sur les séquences comportementales conduisant à l'accouplement.....	69
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) sur le temps du premier contact.....	69
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) sur le nombre du premier attouchement.....	70
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) sur le temps de la première vibration.....	70
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) sur le nombre de la première vibration.....	71
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) sur le temps du premier léchage.....	72
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) sur le nombre du premier léchage.....	72
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement.....	73
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) sur le nombre de la première tentative d'accouplement.....	74
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) sur le temps d'accouplement <i>D.melanogaster</i> .....	74
• Effet de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) sur la durée d'accouplement <i>D.melanogaster</i> .....	75
3.4. Effet de <i>D.maritima</i> sur le comportement d'oviposition des femelles de <i>D.melanogaster</i> .....	76
3.4.1. Effet de l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> (0.12µg/ml) .....	76
3.4.1.1. Effet sur le choix d'oviposition .....	76
• Croisement mâles témoins X femelles témoins.....	76
• Croisement mâles traités X femelles témoins.....	76
• Croisement mâles témoins X femelles traitées.....	77
• Croisement mâles traités X femelles traités.....	77
3.4.1.2. Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> (0.12µg/ml).....	79
3.4.1. Effet de l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml) .....	80
3.4.1.1. Effet sur le choix d'oviposition .....	80
• Croisement mâles témoins X femelles témoins.....	80
• Croisement mâles traités X femelles témoins.....	80
• Croisement mâles témoins X femelles traitées.....	81
• Croisement mâles traités X femelles traités.....	81
3.4.1.2. Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml).....	83

3.5. Effet de <i>R.farinacea</i> sur la mortalité et le développement de <i>D.melanogaster</i> .....	85
3.5.1. Effet de l'extrait ethanologique.....	85
• <i>Les paramètres toxicologiques</i> .....	86
3.5.2. Effet de l'extrait aqueux .....	88
• <i>Les paramètres toxicologiques</i> .....	89
3.6. Effet de <i>R.farinacea</i> sur le comportement alimentaire des larves L3 de <i>D.melanogaster</i> .....	91
3.6.1. Effet de l'extrait ethanologique de <i>R.farinacea</i> (0.12µg/ml) .....	91
• <i>Attraction des larves témoins et traités.</i> .....	91
• <i>Temps de détection</i> .....	93
• <i>Le temps passé dans chaque milieu</i> .....	94
• <i>Pupation des larves témoins et traitées</i> .....	95
• <i>Indice d'attraction</i> .....	96
3.6.2. Effet de l'extrait aqueux de <i>R.farinacea</i> (0,16µg/ml) .....	97
• <i>Attraction des larves témoins et traités.</i> .....	97
• <i>Temps de détection</i> .....	99
• <i>Le temps passé dans chaque milieu</i> .....	100
• <i>Pupation des larves témoins et traitées</i> .....	102
• <i>Indice d'attraction</i> .....	102
3.7. Effet de <i>R.farinacea</i> sur le comportement sexuel des adultes de <i>D.melnogaster</i> .....	103
3.7.1. Effet de l'extrait ethanologique de <i>R.farinacea</i> (0.12µg/ml) .....	103
3.7.1.1. Effet sur le taux des réussites d'accouplement.....	103
3.7.1.2. Effet sur les séquences comportementales conduisant à l'accouplement.....	104
• <i>Effet de R.farinacea (0.12µg/ml) sur le temps du premier contact</i> .....	104
• <i>Effet de R.farinacea (0.12µg/ml) sur le nombre du premier attouchement</i> .....	104
• <i>Effet de R.farinacea (0.12µg/ml) sur le temps de la première vibration</i> .....	105
• <i>Effet de R.farinacea (0.12µg/ml) sur le nombre de la première vibration</i> .....	106
• <i>Effet de R.farinacea (0.12µg/ml) sur le temps du premier léchage</i> .....	106
• <i>Effet de R.farinacea (0.12µg/ml) sur lenombre du premier léchage</i> .....	107
• <i>Effet de R.farinacea (0.12µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement</i> .....	108
• <i>Effet de R.farinacea (0.12µg/ml) sur le nombre de la première tentative d'accouplement</i> .....	108
• <i>Effet de R.farinacea (0.12µg/ml) sur le temps d'accouplement D.melanogaster</i> ...	109
• <i>Effet de R.farinacea (0.12µg/ml) sur la durée d'accouplement D.melanogaster</i> ...	110
3.7.2. Effet de l'extrait aqueux de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml) .....	110
3.7.2.1. Effet sur le taux des réussites d'accouplement.....	110
3.7.2.2. Effet sur les séquences comportementales conduisant à l'accouplement.....	111
• <i>Effet de R.farinacea (0.16µg/ml) sur le temps du premier contact</i> .....	111

• Effet de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml) sur le nombre du premier attouchement.....	112
• Effet de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml) sur le temps de la première vibration.....	112
• Effet de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml) sur le nombre de la première vibration.....	113
• Effet de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml) sur le temps du premier léchage.....	114
• Effet de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml) sur le nombre du premier léchage.....	114
• Effet de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement.....	115
• Effet de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml) sur le nombre de la première tentative d'accouplement.....	116
• Effet de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml) sur le temps d'accouplement <i>D.melanogaster</i> ...	116
• Effet de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml) sur la durée d'accouplement <i>D.melanogaster</i> ...	117
<b>3.8. Effet de <i>R.farinacea</i> sur le comportement d'oviposition des femelles de <i>D.melanogaster</i>.....</b>	<b>118</b>
<b>3.8.1. Effet de l'extrait éthanolique de <i>R.farinacea</i> (0.12µg/ml) .....</b>	<b>118</b>
<b>3.8.1.1. Effet sur le choix d'oviposition .....</b>	<b>118</b>
• Croisement mâles témoins X femelles témoins.....	118
• Croisement mâles traités X femelles témoins.....	118
• Croisement mâles témoins X femelles traitées.....	118
• Croisement mâles traités X femelles traités.....	119
<b>3.8.1.2. Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait éthanolique de <i>R.farinacea</i> (0.12µg/ml).....</b>	<b>120</b>
<b>3.8.2. Effet de l'extrait aqueux de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml) .....</b>	<b>121</b>
<b>3.8.2.1. Effet sur le choix d'oviposition .....</b>	<b>121</b>
• Croisement mâles témoins X femelles témoins.....	121
• Croisement mâles traités X femelles témoins.....	122
• Croisement mâles témoins X femelles traitées.....	122
• Croisement mâles traités X femelles traités.....	122
<b>3.8.2.2. Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux de <i>R.farinacea</i> (0.16µg/ml).....</b>	<b>124</b>
<b>3.9. Effet de <i>L.pulmonaria</i> sur la mortalité et le développement de <i>D.melanogaster</i>....</b>	<b>126</b>
<b>3.9.1. Effet de l'extrait éthanolique.....</b>	<b>126</b>
• Les paramètres toxicologiques.....	127
<b>3.9.2. Effet de l'extrait aqueux .....</b>	<b>129</b>
• Les paramètres toxicologiques .....	129
<b>3.10. Effet de <i>L.pulmonaria</i> sur le comportement alimentaire des larves L3 de <i>D.melanogaster</i>.....</b>	<b>131</b>
<b>3.10.1. Effet de l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) .....</b>	<b>131</b>
• Attraction des larves témoins et traités.....	131

• Temps de détection.....	134
• Le temps passé dans chaque milieu .....	135
• Pupation des larves témoins et traitées .....	136
• Indice d'attraction .....	137
<b>3.10.2. Effet de l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> (0,17µg/ml) .....</b>	<b>138</b>
• Attraction des larves témoins et traités. ....	138
• Temps de détection.....	140
• Le temps passé dans chaque milieu .....	142
• Pupation des larves témoins et traitées .....	143
• Indice d'attraction .....	143
<b>3.11. Effet de <i>L.pulmonaria</i> sur le comportement sexuel des adultes de <i>D.melnogaster</i>.....</b>	<b>144</b>
<b>3.11.1. Effet de l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) .....</b>	<b>144</b>
<b>3.11.1.1. Effet sur le taux des réussites d'accouplement.....</b>	<b>144</b>
<b>3.11.1.2. Effet sur les séquences comportementales conduisant à l'accouplement.....</b>	<b>145</b>
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) sur le temps du premier contact.....	145
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) sur le nombre du premier attouchement.....	146
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) sur le temps de la première vibration.....	146
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) sur le nombre de la première vibration.....	147
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) sur le temps du premier léchage.....	148
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) sur le nombre du premier léchage.....	148
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement.....	149
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) sur le nombre de la première tentative d'accouplement.....	150
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) sur le temps d'accouplement <i>D.melanogaster</i> .....	150
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) sur la durée d'accouplement <i>D.melanogaster</i> .....	151
<b>3.11.2. Effet de l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml) .....</b>	<b>152</b>
<b>3.11.2.1. Effet sur le taux des réussites d'accouplement.....</b>	<b>152</b>
<b>3.11.2.2. Effet sur les séquences comportementales conduisant à l'accouplement.....</b>	<b>152</b>
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml) sur le temps du premier contact.....	152
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml) sur le nombre du premier attouchement.....	153
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml) sur le temps de la première vibration.....	154
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml) sur le nombre de la première vibration.....	155
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml) sur le temps du premier léchage.....	155
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml) sur le nombre du premier léchage.....	156
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement.....	156

• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml) sur le nombre de la première tentative d'accouplement.....	157
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml) sur le temps d'accouplement <i>D.melanogaster</i> .....	158
• Effet de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml) sur la durée d'accouplement <i>D.melanogaster</i> .....	159
<b>3.12. Effet de <i>L.pulmonaria</i> sur le comportement d'oviposition des femelles de <i>D.melanogaster</i>.....</b>	<b>159</b>
3.12.1. Effet de l'extrait ethanologique de <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) .....	159
3.12.1.1. Effet sur le choix d'oviposition .....	159
• Croisement mâles témoins X femelles témoins.....	159
• Croisement mâles traités X femelles témoins.....	160
• Croisement mâles témoins X femelles traitées.....	160
• Croisement mâles traités X femelles traités.....	161
3.12.1.2. Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> (0.12µg/ml).....	162
3.12.2. Effet de l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> 0.17µg/ml) .....	163
3.12.2.1. Effet sur le choix d'oviposition .....	163
• Croisement mâles témoins X femelles témoins.....	163
• Croisement mâles traités X femelles témoins.....	163
• Croisement mâles témoins X femelles traitées.....	164
• Croisement mâles traités X femelles traités.....	164
3.12.2.2. Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> (0.12µg/ml).....	166
<b>4. Discussion.....</b>	<b>167</b>
<b>5. Conclusion.....</b>	<b>185</b>
<b>6. Références bibliographiques.....</b>	<b>187</b>

Annexe

## LISTE DES TABLEAUX

N	Titre	page
01	Tableau 1: Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i>	42
02	Tableau 2: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits éthanolique de <i>D.maritima</i> sur les larves L <sub>2</sub> de <i>D. melanogaster</i>	43
03	Tableau 3: Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i>	45
04	Tableau 4: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de <i>D.maritima</i> sur les larves L <sub>2</sub> de <i>D. melanogaster</i>	46
05	Tableau 5: Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> .	48
06	Tableau 6 : Choix après 30 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> .	49
07	Tableau 7: Choix après 60 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> .	49
08	Tableau 8: Le temps de détection chez les larves témoins et traités en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> ].	51
09	Tableau 9: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins et traitées par l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> .	52
10	Tableau 10 : Pupation des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> .	53
11	Tableau 11: L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> .	54
12	Tableau 12: Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> .	55
13	Tableau 13: Choix après 30 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> .	56
14	Tableau 14: Choix après 60 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> .	57
15	Tableau 15: Le temps de détection chez les larves témoins et traités en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> ].	58
16	Tableau 16: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins et traitées par l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> .	59
17	Tableau 17 : Pupation des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> .	60

18	Tableau 18:L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> .	60
19	Tableau 19: Effets du <i>D.maritima</i> (0,12µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de <i>D. melanogaster</i>	61
20	Tableau 20 : Temps du premier contact.	62
21	Tableau 21:Nombre d'attouchement.	63
22	Tableau 22 : Temps de la première vibration.	64
23	Tableau 23:Nombre de vibration.	64
24	Tableau 24:Temps du premier léchage.	65
25	Tableau 25 : Nombre de léchage.	66
26	Tableau 26 : Temps de la première tentative	66
27	Tableau 27 : Nombre de tentative.	67
28	Tableau 28:Temps du premier accouplement	68
29	Tableau 29: durée du premier accouplement.	68
30	Tableau 30: Effets du <i>D.maritima</i> (0,89µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de <i>D. melanogaster</i>	69
31	Tableau 31 : Temps du premier contact.	70
32	Tableau 32:Nombre d'attouchement.	70
33	Tableau 33 : Temps de la première vibration.	71
34	Tableau 34:Nombre de vibration.	72
35	Tableau 35:Temps du premier léchage.	72
36	Tableau 36 : Nombre de léchage.	73
37	Tableau 37 : Temps de la première tentative	74
38	Tableau 38 : Nombre de tentative.	74
39	Tableau 39:Temps du premier accouplement	75
40	Tableau 40: durée du premier accouplement.	76
41	Tableau 41:Effet de l'extrait éthanolique de <i>Drimia maritima</i> sur le nombre total des œufs et des larves issues du quatre croisement	78
42	Tableau 42: Effet d'une concentration des bulbes de <i>D.maritima</i> (0,12µg/ml) sur le choix du site de ponte chez <i>D. melanogaster</i>	79
43	Tableau 43: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> (0,12µg/ml).	79
44	Tableau 44:Effet de l'extrait aqueux de <i>Drimia maritima</i> sur le nombre total des œufs et des larves issues du quatre croisement	82
45	Tableau 45: Effet d'une concentration des bulbes de <i>D.maritima</i> (0,89µg/ml) sur le choix du site de ponte chez <i>D. melanogaster</i>	83
46	Tableau 46: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> (0,89µg/ml).	83
47	Tableau 47:Taux de mortalité provoquée par les différentes	86

	<b>concentrations de l'extrait éthanolique de <i>R. farinacea</i></b>	
48	<b>Tableau 48: Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait éthanolique de <i>R. farinacea</i></b>	86
49	<b>Tableau 49: Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i></b>	88
50	<b>Tableau 50: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de <i>R. farinacea</i> sur les larves L<sub>2</sub> de <i>D. melanogaster</i></b>	89
51	<b>Tableau 51: Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>R. farinacea</i>.</b>	91
52	<b>Tableau 52 : Choix après 30 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>R. farinacea</i>.</b>	92
53	<b>Tableau 53: Choix après 60 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>R. farinacea</i>.</b>	93
54	<b>Tableau 54: Le temps de détection chez les larves témoins et traités en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de <i>R. farinacea</i>].</b>	94
55	<b>Tableau 55: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins et traitées par l'extrait éthanolique de <i>R. farinacea</i>.</b>	95
56	<b>Tableau 56 : Pupation des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>R. farinacea</i>.</b>	96
57	<b>Tableau 57: L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait éthanolique de <i>R. farinacea</i>.</b>	96
58	<b>Tableau 58: Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i>.</b>	98
59	<b>Tableau 59: Choix après 30 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i>.</b>	98
60	<b>Tableau 60: Choix après 60 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i>.</b>	99
61	<b>Tableau 61: Le temps de détection chez les larves témoins et traités en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i>].</b>	100
62	<b>Tableau 62: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins et traitées par l'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i>.</b>	101
63	<b>Tableau 63 : Pupation des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i>.</b>	102
64	<b>Tableau 64 : L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i>.</b>	102

65	Tableau 65: Effets du <i>R. farinacea</i> (0.12µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de <i>D. melanogaster</i>	103
66	Tableau 66 : Temps du premier contact.	104
67	Tableau 67:Nombre d'attouchement.	105
68	Tableau 68 : Temps de la première vibration.	106
69	Tableau 69:Nombre de vibration.	106
70	Tableau 70:Temps du premier léchage.	107
71	Tableau 71 : Nombre de léchage.	107
72	Tableau 72 : Temps de la première tentative	108
73	Tableau 73 : Nombre de tentative.	109
74	Tableau 74:Temps du premier accouplement	109
75	Tableau 75: durée du premier accouplement.	110
76	Tableau 76: Effets du <i>R. farinacea</i> (0.16µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de <i>D. melanogaster</i>	111
77	Tableau 77 : Temps du premier contact.	111
78	Tableau 78:Nombre d'attouchement.	112
79	Tableau 79 : Temps de la première vibration.	113
80	Tableau 80:Nombre de vibration.	113
81	Tableau 81:Temps du premier léchage.	114
82	Tableau 82 : Nombre de léchage.	115
83	Tableau 83 : Temps de la première tentative	115
84	Tableau 84 : Nombre de tentative.	116
85	Tableau 85:Temps du premier accouplement	117
86	Tableau 86: durée du premier accouplement.	117
87	Tableau 87:Effet de l'extrait éthanologique de <i>R. farinacea</i> sur le nombre total des œufs et des larves issues du quatre croisement	119
88	Tableau 88: Effet d'une concentration de <i>R. farinacea</i> (0,12µg/ml) sur le choix du site de ponte chez <i>D. melanogaster</i>	120
89	Tableau 89: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait éthanologique de <i>R. farinacea</i> (0,12µg/ml).	121
90	Tableau 90:Effet de l'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i> sur le nombre total des œufs et des larves issues du quatre croisement	123
91	Tableau 91: Effet d'une concentration de <i>R. farinacea</i> (0,16µg/ml) sur le choix du site de ponte chez <i>D. melanogaster</i>	124
92	Tableau 92: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i> (0,16µg/ml).	125
93	Tableau 93:Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait éthanologique de <i>L.pulmonaria</i> .	126
94	Tableau 94: Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait éthanologique de <i>L.pulmonaria</i> .	127

95	Tableau 95:Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> .	129
96	Tableau 96: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de <i>L.pulmonaria</i> sur les larves L <sub>2</sub> de <i>D. melanogaster</i>	130
97	Tableau 97:Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> .	132
98	Tableau 98 : Choix après 30 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> .	133
99	Tableau 99:Choix après 60 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> .	134
100	Tableau 100: Le temps de détection chez les larves témoins et traités en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> ..].	135
101	Tableau 101: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins et traitées par l'extrait éthanolique de <i>R. farinacea</i> .	136
102	Tableau 102 : Pupation des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> .	137
103	Tableau 103:L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> .	137
104	Tableau 104:Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i> .	139
105	Tableau 105: Choix après 30 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> .	139
106	Tableau 106:Choix après 60 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> .	140
107	Tableau 107: Le temps de détection chez les larves témoins et traités en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> ..].	141
108	Tableau 108: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins et traitées par l'extrait aqueux de <i>R. farinacea</i> .	142
109	Tableau 109 : Pupation des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> .	143
110	Tableau 110:L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> .	144
111	Tableau 111: Effets du <i>L.pulmonaria</i> (0.25µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de <i>D. menlanogaster</i>	145
112	Tableau 112 : Temps du premier contact.	145

113	Tableau 113:Nombre d'attouchement.	146
114	Tableau 114 : Temps de la première vibration.	147
115	Tableau 115:Nombre de vibration.	147
116	Tableau 116:Temps du premier léchage.	148
117	Tableau 117: Nombre de léchage.	149
118	Tableau 118 : Temps de la première tentative	149
119	Tableau 119 : Nombre de tentative.	150
120	Tableau 120:Temps du premier accouplement	151
121	Tableau 121: durée du premier accouplement.	152
122	Tableau 122: Effets du <i>L.pulmonaria</i> (0,17µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de <i>D. melanogaster</i>	152
123	Tableau 123 : Temps du premier contact.	153
124	Tableau 124:Nombre d'attouchement.	154
125	Tableau 125 : Temps de la première vibration.	154
126	Tableau 126:Nombre de vibration.	155
127	Tableau 127:Temps du premier léchage.	156
128	Tableau 128 : Nombre de léchage.	156
129	Tableau 129 : Temps de la première tentative	157
130	Tableau 130 : Nombre de tentative.	158
131	Tableau 131:Temps du premier accouplement	158
132	Tableau 132: durée du premier accouplement.	159
133	Tableau 133:Effet de l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> sur le nombre total des œufs et des larves issues du quatre croisement	161
134	Tableau 134: Effet d'une concentration de <i>L.pulmonaria</i> (0,25µg/ml) sur le choix du site de ponte chez <i>D. melanogaster</i>	162
135	Tableau 135: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> (0,25µg/ml).	162
136	Tableau 136:Effet de l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> sur le nombre total des œufs et des larves issues du quatre croisement	165
137	Tableau 137: Effet d'une concentration de <i>L.pulmonaria</i> (0,17µg/ml) sur le choix du site de ponte chez <i>D. melanogaster</i>	165
138	Tableau 138: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> (0,17µg/ml).	166

## LISTE DES FIGURES

N	Titre	page
01	Figure 1. <i>Drosophila melanogaster</i> (Gr : x 13,33) (Photo originale)	14
02	Figure 2. <i>D. melanogaster</i> (A : mâle, B : femelle) (Photo originale)	14
03	Figure 3. Œufs de <i>D. melanogaster</i> (Gr : x 56) (Photo originale)	15
04	Figure 4. Différents stades larvaires de <i>D. melanogaster</i> (Gr : X 40) (Photo originale)	15
05	Figure 5. Stade Pupal de <i>D. melanogaster</i> . (Gr: X 40) (Photo originale)	16
06	Figure 6. Cycle de vie de <i>D. melanogaster</i> (Photo originale)	17
07	Figure 7. Elevage de <i>D. melanogaster</i> (Photo originale)	18
08	Figure 8. Carte représente le site de récolte des plantes	18
09	Figure 9. <i>Drimia maritima</i> (Photo originale)	19
10	Figure 10. <i>Ramalina farinacea</i> (Photo originale)	23
11	Figure 11. <i>Lobaria pulmonaria</i> (A : face supérieur du thalle, B : face inférieure du thalle) (Photo originale)	24
12	Figure 12. Préparation de l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> (Photo originale)	27
13	Figure 13. Préparation de l'extrait éthanolique de <i>R.farinacea</i> (Photo originale)	27
14	Figure 14. Préparation de l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> (Photo originale)	28
15	Figure 15. Préparation de l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> (Photo originale)	28
16	Figure 16. Préparation de l'extrait aqueux de <i>R.farinacea</i> (Photo originale)	29
17	Figure 17. Préparation de l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> (Photo originale)	30
18	Figure 17. Schéma du protocole de traitement des larves de <i>D.melanogaster</i>	31
19	Figure. Schéma de l'arène de test [Boite de pétri, Ø 100 mm]	32
20	Figure 20. Préparation du milieu gélosé à base d'agar et de l'eau (Photo originale)	33
21	Figure 21. Le mélange préparé est distribué sur les boites de pétrie (Photo originale)	33
22	Figure 22. Orientation, repérage de mâle (Photo originale)	34
23	Figure 23. Attouchement (toucher, chimio-détection par les phéromones de contact de femelle) (Photo originale)	35
24	Figure 24. Chant nuptial : (chimio-détection émission de phéromones par le mâle) (Photo originale)	35
25	Figure 25. Léchage. Toucher chimio détection (émission de phéromones par la femelle) (Photo originale)	36
26	Figure 26. Tentative (Photo originale)	36
27	Figure 27. Accouplement (Photo originale)	37

28	Figure 28. Séparation des adultes de <i>D.melanogaster</i> par sexe (Photo originale)	37
29	Figure 29. Déroulement du test du comportement sexuel (Photo originale)	38
30	Figure 30. Chambres d'oviposition	39
31	Figure 31. Effet de l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> sur le développement	44
32	Figure 32. Effet de l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> sur le développement	47
33	Figure 33. Représentation graphique de l'indice d'attraction (IA) des larves de <i>D. melanogaster</i> (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> (0.12 µg/ml)	54
34	Figure 34. Représentation graphique de l'indice d'attraction (IA) des larves de <i>D. melanogaster</i> (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> (0.89 µg/ml)	61
35	Figure 35. Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D.melannogaster</i> d'extrait éthanolique de <i>D.maritima</i> (0.12µg/ml)	80
36	Figure 36. Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D.melannogaster</i> d'extrait aqueux de <i>D.maritima</i> (0.89µg/ml)	84
37	Figure 37. Effet de l'extrait éthanolique de <i>R.farinacea</i> sur le développement	87
38	Figure 38. Effet de l'extrait aqueux de <i>R.farinacea</i> sur le développement	90
39	Figure 39. Représentation graphique de l'indice d'attraction (IA) des larves de <i>D. melanogaster</i> (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait éthanolique de <i>R.farinacea</i> (0.12 µg/ml)	97
40	Figure 34. Représentation graphique de l'indice d'attraction (IA) des larves de <i>D. melanogaster</i> (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait aqueux de <i>R.farinacea</i> (0.16 µg/ml)	103
41	Figure 35. Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D.melannogaster</i> d'extrait éthanolique de <i>R.farinacea</i> (0.12 µg/ml)	121
42	Figure 36. Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D.melannogaster</i> d'extrait aqueux de <i>R.farinacea</i> (0.16 µg/ml)	125
43	Figure 43. Effet de l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> sur le développement	128
44	Figure 44. Effet de l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> sur le développement	131
45	Figure 45. Représentation graphique de l'indice d'attraction (IA) des larves de <i>D. melanogaster</i> (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> (0.25 µg/ml)	138
46	Figure 46. Représentation graphique de l'indice d'attraction (IA) des larves de <i>D. melanogaster</i> (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> (0.17µg/ml)	144
47	Figure 47. Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D.melannogaster</i> d'extrait éthanolique de <i>L.pulmonaria</i> (0.25 µg/ml)	163
48	Figure 48. Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D.melannogaster</i> d'extrait aqueux de <i>L.pulmonaria</i> (0.17 µg/ml)	166

# **Introduction**

## **1. Introduction:**

Un immense effort est actuellement accompli à l'échelle mondiale pour lutter contre les insectes nuisibles par plusieurs méthodes, qu'elles soient physiques, biologiques ou chimiques. En effet, la perte de production mondiale relative aux ravageurs arthropodes est estimée à 15% (**Pimentel et Williamson, 2008**); de plus, les pertes post-récolte en Afrique subsaharienne seraient de 4 milliards de dollars par an pour une production totale annuelle évaluée à 27 milliards de dollars (moyenne annuelle 2005-2007) (**FAO, 2011**).

L'utilisation des produits phytosanitaires chimiques a considérablement diminué la pénibilité du travail au champ tout en permettant une production suffisante et à moindre coût pour satisfaire aussi bien le marché que le consommateur. Dans une publication récente, les pertes de production, avant récolte, des cultures mondiales majeures dues aux ravageurs (insectes, micro-organismes) et aux adventices sont estimées à 35 % (**Popp et al., 2013**). Sans une protection efficace des cultures, ces pertes seraient de 70 % (**Popp et al., 2013**). À en croire les tenants de l'industrie, la diminution de la production mondiale de denrées alimentaires causée par la non-utilisation des produits phytosanitaires pourrait être à l'origine de famines chez les populations déjà fragilisées.

Tous ces arguments pris en compte, il est indéniable que les produits phytosanitaires chimiques présentent de nombreux avantages. Cependant, leur utilisation peut être la cause de problèmes environnementaux et de santé publique, d'autant plus que les risques inhérents à certains d'entre eux sont mal évalués. Consciente de ce problème, l'Union européenne (UE) a pris un certain nombre de mesures. Ainsi, dans un souci d'amélioration, la Directive européenne 91/414/CEE a été abrogée par le règlement (CE) 1107/2009 (Journal officiel de l'Union européenne, 2009a). Cette directive visait à harmoniser les procédures de mise sur le marché des produits phytosanitaires et établissait la liste des substances autorisées ainsi qu'un programme d'évaluation de celles déjà sur le marché. Dans ce nouveau règlement, les critères d'approbation des substances actives sont plus stricts que précédemment. Les co-formulants entrant dans la composition des produits sont soumis à des procédures d'homologation similaires aux substances actives et les substances présentant un risque élevé sont remplacées par leurs homologues ayant un faible risque. De même, une autre directive, la Directive 128/2009/CE, adoptée le 21 octobre 2009, rend obligatoire la protection intégrée des cultures d'ici 2014 (Journal officiel de l'Union européenne, 2009a). Dans cette directive, chaque pays membre de l'UE doit mettre en place son propre plan d'action avec des objectifs quantitatifs

et définis dans le temps pour limiter l'impact des produits phytosanitaires chimiques sur la santé et sur l'environnement.

Les produits chimiques utilisés dans la lutte contre les insectes n'ont pas pu enrayer complètement certains fléaux. En plus, ils ont alourdi le bilan environnemental par l'intoxication des êtres vivants. La prise en charge de ces problèmes, a incité les chercheurs de s'orienter vers la lutte biologique sous ses diverses formes. De nouvelles méthodes préventives ainsi que de nouveaux produits sont constamment recherchés. Ainsi, pour contribuer à une gestion durable de l'environnement, la mise en place de nouvelles alternatives de contrôle des nuisibles est davantage encouragée (**Louat, 2013**).

Ces dernières années, les efforts des chercheurs se sont focalisés en vue de trouver le moyen de lutte le plus efficace pour pallier à la lutte chimique (**Aouati, 2016 ; Bachiri et al., 2016 ; Papanastasiou et al., 2017**). La lutte autocide, par lâcher de mâles stériles, a été appliquée avec succès notamment au sud du Mexique où elle a permis de réduire les populations de cette mouche (**Riba et Silvy, 1989**).

Pour assurer une meilleure intervention, tout en préservant au maximum le milieu naturel, les substances naturelles qui présentent un large spectre d'action en pharmacologie, comme bactéricides, fongicides, acaricides, nématicides, etc., peuvent aussi être utilisées comme insecticides de remplacement. La lutte biologique prend diverses formes, mais celles qui attirent l'attention des chercheurs à l'heure actuelle est la lutte biologique par l'utilisation de substances naturelles d'origines végétales comme insecticides (**Boutaleb, 2010**).

Dans le monde entier, les produits naturels ont attiré l'attention des chercheurs sur la recherche de nouvelles solutions alternatives pour réduire l'utilisation excessive de ces pesticides synthétiques. Parmi ces alternatives que présente la nature, les produits d'origine végétale présentent un intérêt particulier car ils sont moins toxiques, biodégradables et spécifiques à la cible (**Dua et al., 2010; Subramaniam et al., 2012**).

Les produits végétaux peuvent être plus rapidement dégradés dans l'environnement que les composés synthétiques et certains peuvent avoir une spécificité accrue qui peut favoriser les insectes bénéfique pour la plante (**Desneux et al, 2007**).

L'objectif de toutes les études passées est de développer des insecticides qui ne peuvent être efficaces que sur l'organisme cible nuisible, en prenant soin de ne pas perturber l'équilibre naturel sans affecter l'environnement et la santé humaine. Dans cette direction, les chercheurs ont travaillé ces dernières années et des études sérieuses ont commencé à être faites sur les insecticides herbicides (**Pant et al., 2016**).

Les insecticides herbicides naturels constituent 1% du marché mondial des insecticides. Comme on travaille davantage sur l'agriculture biologique que par le passé, les ventes annuelles augmentent d'environ 10 à 15 % par an (**Isman, 1997**). Ils peuvent être obtenus moins chers et plus facilement que les insecticides synthétiques dans ces régions (**Sierro et al., 2013**).

L'utilisation de plantes dans la lutte biologique est devenue incontournable. De grands efforts ont été fournis pour développer de nouveaux composés afin de les substituer à d'autres déjà utilisés dans la lutte chimique contre les insectes ravageurs des cultures. L'exploitation de matières premières renouvelables d'origine végétale pour la fabrication de bioinsecticide correspond à la nécessité de répondre aux réalités environnementales actuelles telles que la lutte contre l'effet de serre, la réduction de la pollution, la biodégradabilité des produits et un faible effet toxicologique (**Hernandez-Ochoa, 2005**).

Les composés que les plantes font agir sur les insectes sont des métabolites secondaires qui sont sécrétés au moment du stress (**Rattan, 2010**). Les substances végétales utilisées contre les insectes sont des composés qui sont obtenus par diverses méthodes à partir de plantes et qui présentent des propriétés insecticides. Elles peuvent se présenter sous diverses formes, comme des matières végétales non transformées, des extraits de plantes et des composés purs isolés des plantes. Alors que certains des insecticides naturels sont utilisés directement comme produits létaux, d'autres ont des propriétés répulsives et inhibitrices de l'alimentation (**Murugesan et al., 2016**).

Les mécanismes d'action des insecticides portent généralement sur le système nerveux et digestif de l'organisme. Les insecticides d'origine végétale auraient pénétré dans l'organisme des insectes par contact et auraient empoisonné le système nerveux-musculaire via des métabolites secondaires (**Denecke et al., 2015**). En outre, il a également été constaté

que les insecticides à base de plantes affectent la physiologie de l'insecte en agissant sous différentes formes sur divers sites récepteurs (**Buckingham *et al.*, 2017**).

Les insecticides naturels présentent certains avantages et inconvénients par rapport aux insecticides de synthèse. Les insecticides naturels se décomposent très rapidement sous l'effet du soleil, de l'humidité et du vent, ce qui permet de les utiliser juste avant la récolte. Cependant, beaucoup de ces insecticides cessent de nourrir les insectes très rapidement, sans pour autant les tuer immédiatement. Par conséquent, la mort des insectes prend parfois quelques jours, mais son effet est rapide en termes de prévention des dommages (**Oberemok *et al.*, 2015**).

Les extraits de plantes, aqueux ou sous forme d'huiles essentielles contiennent des Substances toxiques pouvant agir efficacement comme bioinsecticides (**Aouati, 2016**). C'est des sources de molécules naturelles présentant un grand potentiel d'application contre les insectes et d'autres parasites de plantes et du monde animal (**Guarrera, 1999**).

Parmi les molécules à fortes valeurs ajoutées, mais présentes à faible quantités et dotées d'une activité biologique et olfactive, nous citons les huiles essentielles (**Kellouche et Soltani, 2004 ; Kellouche *et al.*, 2010; Joulaut, 2012; Taleb-Toudert, 2016**). Ces dernières sont très utilisées comme méthode écologique (**Ketohl *et al.*, 2002 ; Seri-Koussai *et al.*, 2004**).

La teneur des plantes en huiles essentielles est généralement faible, de l'ordre de 1% avec des exceptions comme le bouton floral « clou de Girofle » du giroflier dont le taux en huiles essentielles atteint 15%. Les huiles essentielles se définissent comme le produit de la distillation de la plante ou une partie de la plante. Ce sont des substances de consistance huileuse, mais sans corps gras, plus ou moins fluide, voire résineuses, très odorantes, volatiles et souvent colorées (**Bardeau, 1978**).

La composition chimique des huiles essentielles est complexe. Plus d'une centaine de composés appartenant à plusieurs familles chimiques peuvent s'y retrouver. Il s'agit des terpènes, alcools, phénols, méthyl-ethers, esters, cétones, lactones, coumarines et composées soufrés (**Jouhault, 2012**).

Les monoterpènes restent les composés majoritaires des huiles essentielles et suscitent un intérêt particulier aux firmes industrielles pour leur potentiel bioactif en plus de leur toxicité vis-à-vis des insectes (**Shaaya et al, 1997**).

L'utilisation des extraits de plantes comme insecticides est connue depuis longtemps, en effet le pyrèthre, la nicotine et la roténone sont déjà connus comme agents de lutte contre les insectes (**Crosby, 1966**). Les extraits ayant des propriétés insecticides ont continué à se développer ces dernières années et certains pays non européens ont les exigences réglementaires pour l'utilisation des extraits de plantes et des huiles essentielles (**Isman, 2019**). Les plantes sont riches en métabolites secondaires chimiques bioactifs et ont prouvé leur activité insecticide en tuant ou en repoussant les insectes (**Sukumar et al., 1991 ; Ghosh et al., 2012**).

Les extraits de plantes ont été utilisés comme insecticides par les humains avant l'époque des Romains, une pratique qui continue à exister avec de nombreuses espèces de plantes connues pour leurs propriétés insecticides (**Balandrin et al, 1985; Isman, 2002**).

Parmi les autres moyens de lutte développés contre la cératite, les pratiques culturales tels que le choix de variétés résistantes et l'élimination de plantes hôtes de moindre importance peuvent s'avérer très efficaces dans la réduction des populations de ce déprédateur (**Balachowsky et Mesnil, 1953**). De même, le choix de l'implantation des vergers sur des sols appropriés est important dans la réduction des populations de la cératite car la nature et la composition chimique du sol ont une grande importance dans le développement des diptères qui font partie de la faune endogène (**Seguy, 1950**).

Depuis des décennies, la plus part des travaux en Algérie convergent vers l'utilisation des extraits de plantes comme moyen de lutte contre divers ravageurs (**Aouinty et al., 2006 ; Kemassi, 2008 ; Lebouz, 2010 ; Bounechada et Arab, 2011 ; Merabti et al., 2015**). La flore algérienne avec ses 3000 espèces appartenant à plusieurs familles botaniques, dont 15% endémiques (**Quezel et Santa, 1963**), reste très peu explorée sur le plan phytochimique (**Ayad, 2008**), ainsi par leurs propriétés insecticides et leurs pouvoirs intrinsèques.

En Algérie de nombreux travaux de recherches ont été réalisés en vue de maîtriser la Bioécologie de la cératite et de rechercher des moyens de lutte autres que la lutte chimique. Parmi ces travaux nous retenons ceux de **Dridi (1990), Oukil (1995), Ali-Ahmed-Sadoudi (2007, 2011 et 2012) et Boudjelida et Soltani (2011)**.

La coévolution insecte - végétal conduit à l'élaboration de couteux mécanismes de défense par les plantes comme une protection contre les herbivores. Parmi ces mécanismes, nous pouvons trouver l'induction de protéines de défense (**Haruta et al., 2001**), la libération de substances volatiles pour attirer les prédateurs ou les parasitoïdes des insectes phytophages (**Birkett et al., 2000, 2003**) ou la production de composés secondaires (**Baldwin, 2001; Kliebenstein et al., 2001**). Les insectes ont développé des stratégies pour faire face à ces composés secondaires, des mécanismes Préingestives, les empêchent à consommer de grandes quantités d'aliments potentiellement toxiques.

Tout d'abord, les insectes phytophages ont des cellules gustatives pour répondre à des composés végétaux non comestibles et / ou toxiques et chaque espèce dispose d'une fenêtre sensorielle unique qui peut discriminer entre les plantes hôtes et non – hôtes. Les insectes peuvent ne pas être en mesure de distinguer entre les différents composés amers fondés sur l'identité chimique, mais peuvent distinguer les composés dans une modalité basée sur l'intensité ou l'appétence (**Masek et Scott, 2010**).

D'autre part, différents composés peuvent être traités par différentes voies de signalisation, ce qui pourrait conduire à la discrimination entre les molécules (**Glendinning et al., 2002**). En plus de la détection sensorielle de molécules toxiques, les insectes ont développé des procédés postingestives pour réduire ou supprimer les effets de l'ingestion des composés secondaires, Systèmes de détoxification efficaces, en utilisant des mécanismes tels que l'oxydation, réduction, hydrolyse, puis la conjugaison de molécules, leur permettent de se débarrasser de la plupart des composés toxiques présents dans les plantes dont ils se nourrissent (**Scott et Zhimou, 2001; Després et al., 2007**).

Certains insectes peuvent séquestrer des poisons (**Nishida, 2002**), ce qui réduit la nécessité de leur détoxification et peut être utilisé à leur tour pour dissuader les prédateurs potentiels. Enfin, les insectes peuvent apprendre à associer des plantes avec l'effet défavorable postingestive qu'ils causent, afin de les éviter. Les mouches des fruits réagissent au goût de ces molécules d'une manière assez similaire à l'homme (parfois plus que les rongeurs (**Gordesky -Gold et al., 2008**)). Ils sont attirés par les sucres, évitent les molécules amers et toxiques et adaptent leur consommation d'acides et de sels à leurs besoins internes (**Amrein et Thorne, 2005; Gerber et Stocker, 2007**).

Bien que le système gustatif des mammifères et des mouches des fruits soient anatomiquement différent, il existe de nombreuses similitudes fonctionnelles entre eux. La simplicité relative du système gustatif des insectes et les outils moléculaires disponibles font de *Drosophila melanogaster* un bon modèle pour étudier la perception du goût (**Scott, 2005**).

Un ravageur clé dans de nombreuses cultures de plantes, en particulier les mouches des fruits, elles sont les insectes qui intéressent le plus l'hygiéniste. On désigne vulgairement sous le nom de "mouches" tous les diptères à antennes courtes qui possèdent souvent une assez forte taille et un corps trapu. À cette catégorie appartiennent diverses Muscides, Calliphoridae, Sarcophagidae, Syrphidae, Stratiomyidae, Drosophilidae, etc... (**Rageau, 1958**).

Les drosophiles sont connues partout dans le monde sous des noms divers : mouches du vinaigre ou petites mouches des fruits. Ces insectes très communs vivent souvent à proximité des activités humaines (**Delbac et al., 2014**). La majorité des drosophiles sont frugivores, elles se développent dans les fruits trop mûrs, voire pourris, avec une attirance pour les jus fermentés et le lait gâté. D'autres espèces se nourrissent de champignons, de fleurs ou d'autres sont des prédateurs d'invertébrés (**Merritt et al., 2003**). Près de 3 300 espèces de drosophiles ont été décrites dans le monde entier, réparties en 66 genres dont le genre *Drosophila* (**O'Grady, 2003**). *Drosophila melanogaster* (M.), l'espèce la plus répandue dans le monde, est considérée comme une nuisance redoutée tant pour le désagrément causé par les maladies parasitaires qu'elles peuvent inoculer (**Jolivet, 1980 ; Joly, 2006 ; Habbachi et al., 2013a**). Elle représente également un vecteur important de divers microorganismes infectieux, comprenant des levures et des bactéries phytopathogéniques qui s'attaquent non seulement aux cultures maraîchères et fruitières mais aussi aux cultures de céréales ou de tournesol (**Kloepper et al., 1979 ; Corby-Harris et al., 2007 ; Nadarajah et Stavrinides, 2011 ; Becher et al., 2012**). Les drosophiles adultes peuvent devenir gênants par leur pullulation. Les larves ingérées avec des fruits infestés ou des liquides conservés dans des récipients malpropres causent une diarrhée et parfois des myiases intestinales (**Rageau, 1958 ; Joly, 2006 ; Delbac et al., 2014**).

**Yang et Tang (1988)** ont étudié les plantes utilisées pour le contrôle des insectes nuisibles et ont trouvé qu'il existe une forte corrélation entre les plantes médicinales et les pesticides (**Jbilou et al., 2006**). Ainsi plus de 2000 espèces végétales dotées de propriétés insecticides ont été répertoriées dont le produit le plus utilisé est l'huile de neem, un insecticide extrait des graines d'*Azadirachta indica* (**Schmutterer, 1990**). Les molécules du

métabolisme secondaire des plantes appartiennent à des familles chimiques très diverses telles que les alcaloïdes, les phénols, les flavonoïdes, les trapénoïde et les stéroïdes (**Benayad, 2008**). Ces produits ont également été étudiés pour leur toxicité aiguë, leurs effets antiappétants, répulsifs ou attractifs et fumigeants, ainsi que l'inhibition de la reproduction de nombreux espèces ravageurs (**Cox, 2004 ; Kubo, 2006**).

Les plantes médicinales constituent des ressources précieuses pour la majorité des populations rurale et urbaine en Afrique et représentent le principal moyen par lequel les individus se soignent (**Badiaga, 2011**). Malgré les progrès de la pharmacologie, l'usage thérapeutique des plantes médicinales est très présent dans certains pays du monde et surtout les pays en voie de développement (**Tabuti et al. 2003**).

L'Algérie, par la richesse et la diversité de sa flore, constitue un véritable réservoir phylogénétique, avec environ 4000 espèces et sous-espèces de plantes vasculaires (**Dobignard et Chatelain, 2010-2013**). Cependant, la flore médicinale algérienne reste méconnue jusqu'à nos jours, car sur les quelques milliers d'espèces végétales, seules 146 sont dénombrées comme médicinales (**Baba Aissa, 1999**). L'étude de la médecine traditionnelle et du traitement par les plantes est donc particulièrement intéressante car peu de travaux de recherche ont concerné cet aspect, et plus particulièrement l'utilisation des espèces spontanées en médecine traditionnelle (**Hammiche et Gueyouche, 1988**). Plusieurs espèces sont connues pour leurs propriétés thérapeutiques remarquables (**Quezel, 1978**). Les plantes spontanées des zones méditerranéennes sont considérées comme l'une des ressources phylogénétiques qui présentent un intérêt agronomique, économique, écologique mais aussi stratégique (**UNESCO, 1960**).

En premier lieu on a choisi la plante médicinale *Drimia maritima* qui est très répandue dans la région méditerranéenne, en Afrique et en Inde leur partie médicinale est principalement constituée de bulbes frais ou séchés (**Ghahreman, 1997 ; Zargari ,1996**). Les plus anciens écrits sur ces plantes remontent à 1500 avant Jésus-Christ et font état des propriétés médicinales de *Drimia maritima* (**Stoll, 1954**). *D. maritima* pousse dans la région méditerranéenne et est un médicament commercialement important en raison de ses valeurs médicinales. Jusqu'à présent, de nombreuses études ont été menées afin d'identifier les constituants chimiques et de comprendre les propriétés pharmacologiques de cette espèce (**Stoll, 1954**).

Dans le monde, au départ, les recherches lichéniques avaient trait uniquement à la systématique. Les études lichéniques relatives aux pathologies des écosystèmes telle que la pollution atmosphérique ne sont venues que bien après. A ce sujet, les lichens sont utilisés comme "bioindicateurs" car ils réagissent effectivement avec beaucoup de sensibilité aux différents degrés de pollution de l'air (**Hawksworth, 1988**).

Depuis le début de l'industrialisation, période caractérisée par une augmentation de la pollution de l'air, un accroissement de l'urbanisation et une exploitation plus intensive des surfaces forestières et agricoles, les lichens ont été soumis à une très forte pression. La liste rouge des macro-lichens de Suisse montre que 37% des espèces (152 sur un total de 412) sont menacées, alors que 9% sont considérées comme ayant disparu. Il est donc temps d'agir afin d'enrayer le déclin alarmant de ces organismes. Protéger le monde menacé des lichens ne se justifie pas seulement par les services que ces derniers rendent à l'homme, mais surtout par l'importance du maintien de la biodiversité dans la nature. La biodiversité possède, en elle-même, une valeur inestimable : même les organismes semblant les plus insignifiants ont, dans le contexte général, une grande importance. Conserver la nature dans toute sa diversité fascinante est donc pour nous un devoir éthique envers nos descendants (**Scheidegger et clerc, 2002**).

En Algérie, les premières traces d'herborisations lichénologiques issues d'explorations scientifiques remontent au XVIIIème siècle (**Desfontaines, 1799**). Au XIXème siècle des expéditions de naturalistes ont eu lieu et des collections d'espèces lichéniques récoltées ont été identifiées. Plusieurs botanistes se sont alors succédés en ce sens et ont pu marquer l'histoire de la lichénologie algérienne (**Steinheil, 1834; Montagne, 1838; Durieu de Maisonneuve et Montagne, 1846-1867; Nylander, 1853, 1854, 1857, 1858, 1864 et 1878; Cosson, 1857; Cosson et Durieu de Maisonneuve, 1854-1867; Jourdan, 1866 et 1867; Reboud, 1867 et 1883; Durieu de Maisonneuve, 1868; Paris, 1871; Gandoger, 1883-1884; Hue, 1887-1888; Trabut, 1887; Flagey, 1888, 1891, 1892, 1895 et 1896; Stitzenberger, 1890; Julien, 1894**).

Le début du XXème siècle fût marqué par plusieurs contributions basées sur des explorations géographiquement très localisées qui se limitaient uniquement à des collections d'échantillons, (**Steiner, 1902; Hochreutiner, 1904; Flahault, 1906; Maheu, 1906, Bouly de Lesdain, 1907, 1911 et 1939; Lapie, 1909; Rikli et Schroter, 1912; Battandier *et al.*, 1914; Maire, 1916, 1933 et 1940; Hue, 1901 et 1921; Tits, 1925; Maire et Senevet, 1928;**

**Szatala, 1929; Magnusson, 1929 et 1937; Maire et Wilczek, 1936; Reichert, 1936 et 1937a et b).** La lichénologie en Algérie a évolué et pris de l'importance sous l'impulsion de: **Werner (1939, 1940, 1949 et 1955); Dubuis et Faurel (1945), Faurel et al. (1951a et b, 1952, 1953a, b et c et 1954) et Faurel et Schotter (1958)** dont la contribution à l'étude de la flore lichénologique de l'Afrique du Nord et particulièrement d'Algérie, constitue sans nul doute un véritable travail de fond pour la région qui a abouti à l'élaboration des premières publications sur les lichens.

De 1959 à 1968, il y a eu interruption des recherches sur les lichens en Algérie, due principalement à la période de la guerre de libération. C'est à partir des années 1980, que les chercheurs nationaux et étrangers se sont penchés sur cette science, seulement, il faudrait préciser que mise à part les travaux sur l'utilisation des lichens comme bioindicateurs de pollution atmosphérique (**Semadi, 1989 ; Semadi et Deruelle, 1993 ; Semadi et Tahar, 1995 ; Semadi et al., 1997 ; Alioua, 2001 ; Rahali, 2003**), les travaux d'inventaires floristiques qui abordent la végétation lichénique reste très fragmentaires et ponctuels. A ce titre nous citons ceux effectués à l'Est du pays: région de Tébessa (**Letrouit et Van Haluwyn, 1986; Van Haluwyn et Letrouit, 1990; Etayo et Mayrhofer, 2003**), régions de Guelma, Annaba et El Tarf (**Van Haluwyn et al., 1994; Roux et al., 1995; Boutabia, 2000; Slimani et al., 2013; Slimani, 2014; Boutabia et al., 2015**), région d'Azaba (**Knudsen et Etayo, 2009**); à l'Ouest du pays dans les régions d'Oran, Mostaganem, Thniet El Had et Ténès (**Esnault, 1985; Esnault et Roux, 1987; Egea, 1988; Egea et al., 1990; Egea et Llimona, 1991; Breuß, 1996; Alonso et Egea, 2003; Jørgensen, 2003; Rico et al., 2003**) et au centre du pays, dans l'algérois: régions d'Alger, Tipaza (**Arvidsson, 1984; Moreno et Egea, 1992a et b; Roux et al., 1995; Alonso et Egea, 2003**), en Kabylie: régions de Tizi Ouzou, Bouira et Béjaïa (**Djellil, 1989; Torrente et Egea, 1989a et b; Egea et al., 1990; Rico et al., 2007; Rebass et al., 2011**).

Un lichen est une association symbiotique réciproque entre un partenaire fongique et une population d'algues ou de cyanobactéries unicellulaires ou filamenteuses. L'élément fongique du lichen est appelé mycobionte (du grec mykes « champignon » et bios « vie ») et l'élément photosynthétique est le photobionte (photo « lumière » et bios « vie ») (**Raven, 2003**).

Le terme de lichen est utilisé la première fois, par *Théophraste*, au 4<sup>ème</sup> siècle avant Jésus-Christ. Il désigne alors des hépatiques, les lichens réellement décrits par Théophraste étant nommés autrement. Les lichens ont fait l'objet de nombreux travaux mais ce n'est qu'en

1866 que De Barry (citoyen allemand) émet l'hypothèse que les lichens sont des algues pénétrées par des filaments de champignons. (**Schwenderer, 1867 - 1869**), va confirmer rigoureusement cette hypothèse et va même rapporter les algues des lichens à des algues libres. L'exercice n'a rien d'aisé car les formes des algues libres et associées sont différentes. De Barry en 1876 va identifier l'association des lichens à une symbiose (**Rousteau, 2006**).

Le lichen semble lécher son support (**Flour, 2004**). Le mot lichen est composé à partir d'un emprunt au mot latin *lichen* et au grec *leichên*, qui signifiait « lèpre » et « dartre ». Selon **Chevalier (2003)**, Les Lichens étaient considérés comme des êtres simples, intermédiaires entre les algues et les champignons. On avait bien émis l'hypothèse que certains lichens pourraient être des algues modifiées ou même pénétrées par les filaments d'un champignon, mais c'est le mérite de Schwendener d'avoir, en deux mémoires célèbres (1867, 1869), reconnu la nature double des lichens, en montrant que leurs cellules vertes appartenaient à des genres d'algues vivant libres dans la nature et leurs autres cellules à des champignons (**Des abbayes et al., 1978**).

Les lichens sont formés par l'association symbiotique de deux organismes : l'un hétérotrophe, un champignon, est le mycobionte, l'autre photoautotrophe est le photobionte qui peut être une algue (phycobionte) ou une cyanobactérie (cyanobionte), ou les deux à la fois (**Robert et Catesson, 2000**). Ils sont dépourvus de tiges, de feuilles, de racines et de vaisseaux conduisant de la sève, donc ils ne sont pas vascularisés. Ils appartiennent au groupe végétal des thallophytes, qui comprend également les champignons (**Goujon, 2004**). Les lichens sont des thallophytes, leur appareil végétatif, constitué d'hyphes et de filaments ou de cellules chlorophylliennes, forment un thalle (**Genest, 2007**). Ce sont les hyphes qui sont à l'origine de la morphologie du thalle. Ils occupent 90% de la biomasse totale du lichen. L'association modifie considérablement la morphologie générale des partenaires, en culture pure le champignon forme un feutrage amorphe et les algues filamenteuses, sont sous forme unicellulaire dans le lichen (**Legac et al., 2006**). Leur vie 7autonome dépend directement de l'air de l'atmosphère pour leur apport en eau, en gaz (O<sub>2</sub>, N<sub>2</sub> et CO<sub>2</sub>) et en sels minéraux.

En symbiose, le champignon assure à l'algue un milieu humide et les sels minéraux nécessaires tandis que l'algue fournit au champignon les produits organiques par photosynthèse (**Chevalier et Sylvie, 2003**). Les lichens sont souvent connus dans les endroits qui sont trop durs ou n'ont pas assez de sol, y compris de hautes montagnes, les côtes rocheuses, déserts et plus près de la maison, les troncs et les tiges des arbres et des arbustes,

chemins d'asphalte, murs de roches, toits et même sur des substrats lisses et inertes tels que le verre d'une vieille serre (**Johnson ; Galloway, 1999**).

Selon **Rousteau (2006)**, dans le monde entier, il y a environ 30.000 espèces et durant chaque année cinq à dix nouveaux lichens sont découverts. La diversité des lichens est essentiellement due aux partenaires mycophytiques. Ceci dit, il reste beaucoup à apprendre sur les lichens, d'une part parce qu'on les a négligés, d'autre part parce que de nombreuses régions sont insuffisamment prospectées. Certains de ces régions oubliées sont parmi les moins hospitalières du globe (zones polaires, hautes montagnes) ce qui explique éventuellement le moindre empressement des lichénologues. **Richardson (1992)** rapporte que pendant leur croissance, les lichens tendent à absorber et stocker les ions métalliques au niveau du thalle, cependant on sait que quelques lichens peuvent tolérer des concentrations beaucoup plus élevées de métaux lourds et en plus ils ont une tolérance élevée pour la radioactivité et peuvent être les plus longs à survivre dans les domaines de la contamination radioactive élevée.

Cet esprit que nous aborderons le cas de deux lichens réputées toxiques, il s'agit de *Ramalina farinacea* et *Lobaria pulmonaria*, qui sont connu par ces effets thérapeutiques dans divers maladies. Les deux lichens ont été collectés dans les forêts de chênes zeen de séraidi ANNABA

Les différents types de comportements rencontrés chez les insectes dépendent principalement d'un ensemble d'actes moteurs commandés par le système nerveux en réponse à des stimuli chimiques provenant de facteurs externes (nourriture, phéromones sexuelles, phéromones d'alarme, sécrétions aphrodisiaques, phéromones grégaires...) (**Kaiser, 1999**). Des études récentes décrivent que les pesticides pourraient aussi interférer avec la communication chimique (les sens olfactifs et gustatifs) des espèces exposées et donc provoquer des réponses comportementales inadaptées (**Desneux et al., 2007**). Quelques études ont montré l'impact de doses sublétales d'insecticides sur le comportement d'insectes nuisibles ou utiles (**Haynes, 1988 ; Lürning et Scheffer, 2007**) et notamment une diminution des réponses comportementales aux phéromones sexuelles chez des individus traités (**Wei et Du, 2004 ; Zhou et al., 2005**).

Pour notre étude en fixant comme premier objectif, Sur les tests toxicologiques pour déterminer les effets des trois plantes (*Drimia maritima*, *Ramalina farinacea*, *Lobaria*

*pulmonaria*) avec les deux extraits aqueux et éthanolique, sur l'insecte modèle de laboratoire *D. melanogaster* (Diptera ; Drosophilidae). Et comme second objectif, une étude comportementale pour déterminer les effets différés de la plante sur l'attractivité alimentaire des larves de la mouche, le comportement sexuel, le choix d'oviposition et la fécondité et la fertilité des adultes. Les objectifs globaux de la présente thèse vise d'un côté, à valoriser nos ressources naturelles et de l'autre côté, à améliorer et à préserver l'environnement. Pour donner une plus ample lumière sur cette thématique.

**Matériel**

**&**

**Méthodes**

## 2. Matériels et Méthodes

### 2.1. Présentation du modèle biologique *Drosophila melanogaster*

*D. melanogaster*, organisme modèle, est aussi appelée mouche du vinaigre (**Fig.1**). C'est un insecte hygrophile, et holométabole à métamorphose complète (**Colombani et al., 2006**). Ces mouches, aux yeux rouge vif, sont de couleur brun jaunâtre, avec des anneaux transversaux noirs au travers de l'abdomen (**Wolfgang et Werner, 1992**). Les adultes de *D. melanogaster* ont un poids moyen de 0.54 mg et une longévité de 30 jours à une température de 29° C. Un dimorphisme sexuel est présent ; en effet, les femelles mesurent environ 3 à 4 millimètres de long mais les mâles, un peu plus petits (3 millimètres) ont la partie arrière de leur corps plus foncée (**Fig. 2**). *D. melanogaster* présente un potentiel reproducteur important (les femelles peuvent pondre jusqu'à 500 œufs en dix jours) (**Griffiths et al., 2002**).



Figure 1 : *D. melanogaster* (Photo originale)



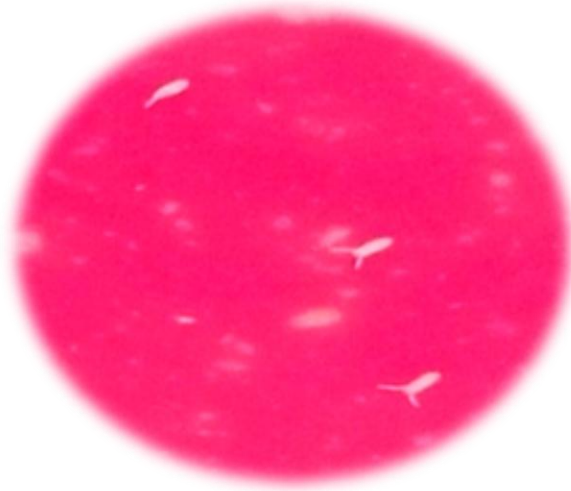
Figure 2 : *D.melanogaster* A mâle B Femelle (Photo originale)

#### Position systématique (Meigen, 1830)

- Règne ..... Animalia
- Embranchement ..... Arthropodes.
- Classe ..... Insecta
- Sous-classe ..... Pterygota.
- Infra-classe ..... Neopetera.
- Ordre ..... Dipteraé
- Sous-ordre ..... Brachycera.
- Infra-ordre ..... Muscomorpha.
- Famille..... Drosophilidae.
- Sous-famille ..... Drosophilanae.
- Genre ..... *Drosophila*.
- Espèce ..... *Melanogaster* (Meigen, 1830)

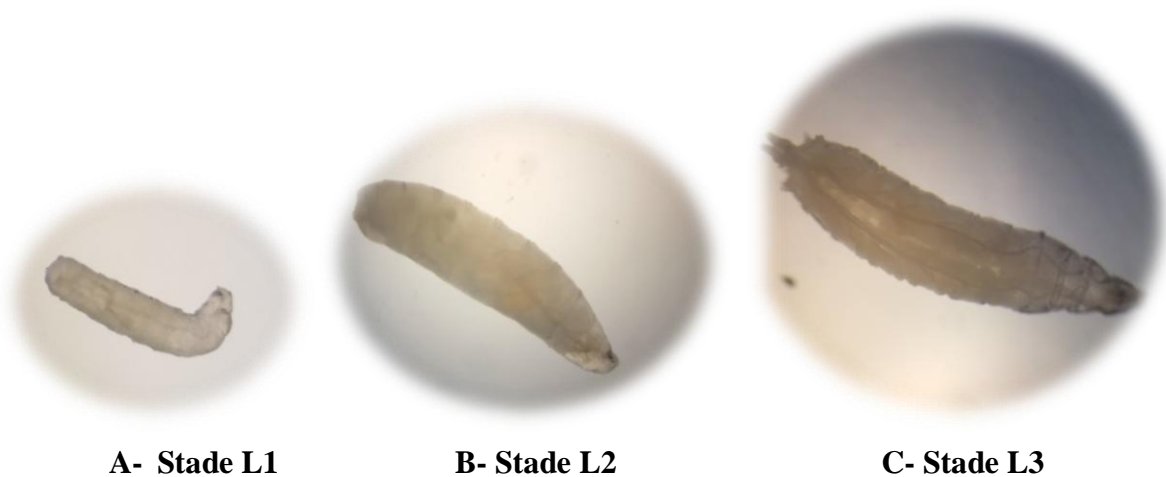
Le cycle biologique de *D. melanogaster* (**Fig. 6**) s'effectue en moyenne en 11 jours à 25° C. La vitesse de développement est fonction de la température car cette espèce y est très sensible. *D. melanogaster*, présentant des larves (larves de type « asticot ») bien différenciées morphologiquement de l'adulte, passe successivement par les stades suivants :

- **Œuf** : petit, blanc, nanti de deux filaments respiratoires (**Fig. 3**).



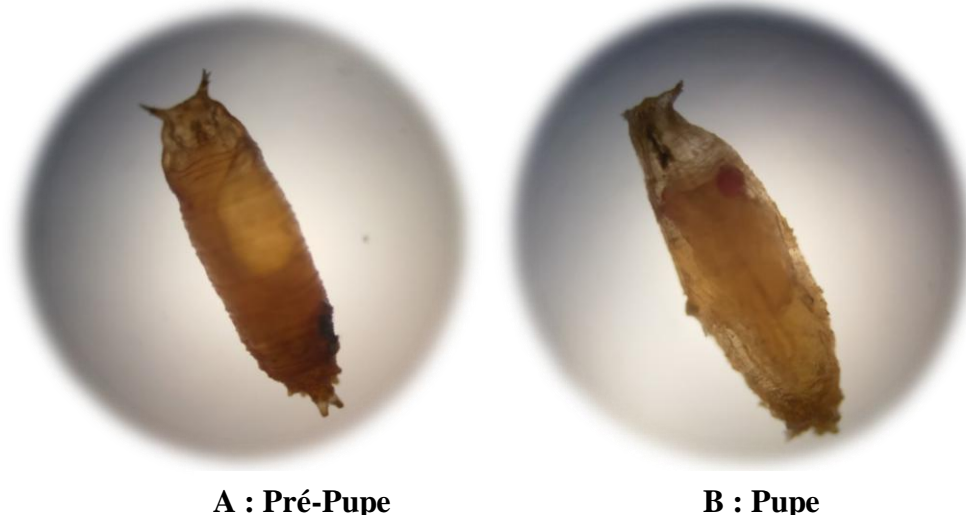
**Figure 3. Œufs de *D. melanogaster* (Gr : x 56) (Photo originale).**

- **Larve** (le seul stade pendant lequel l'animal grandit) : vermiforme, blanche, se nourrissant continuellement. Elle n'arrête pas de creuser des galeries dans le milieu nutritif. Au cours de sa croissance, la larve passe par trois stades successifs séparés par des mues (**Fig. 4**)



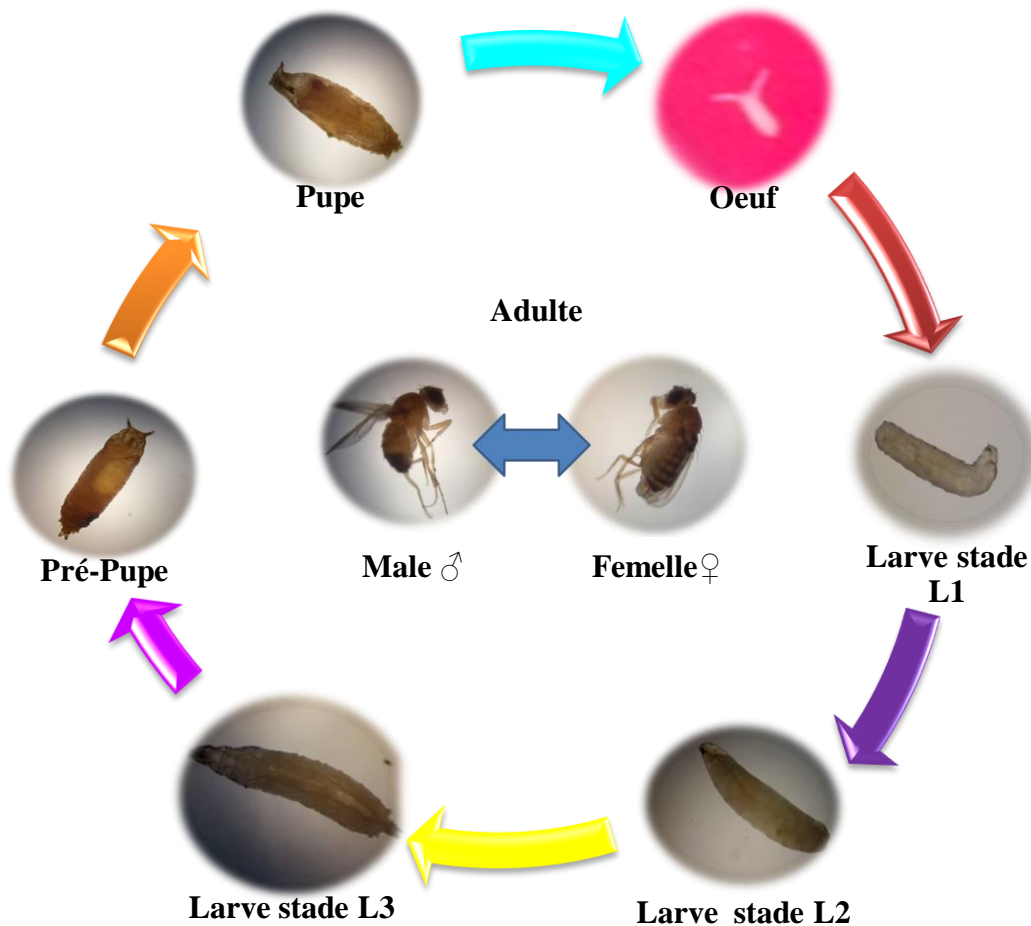
**A- Larve de premier stade B- Larve de deuxième stade C- Larve de troisième stade**  
**Figure 4. Différents stades larvaires de *D. melanogaster* (Gr : X 40) (Photo originale)**

- **Pupe** (stade de transformation intense, dans une sorte de cocon) : à la fin du dernier stade larvaire, la larve sort du milieu nutritif, gagne un endroit sec, s'y fixe et se métamorphose. Elle apparaît alors comme une sorte de graine brunâtre sur la paroi interne du flacon d'élevage. Ce stade est appelé pupation et dure environ 4 jours à 25°C.



**Figure 5 : Stade pupale de *D.melanogaster* (Photo originale)**

- **Adulte** (la mouche a acquis sa forme définitive ailée) : au cours de sa vie en apparence immobile à l'intérieur de la pupa, l'animal s'est transformé très profondément pour acquérir des pattes, des ailes, etc. Lors de la mue imaginale, l'adulte apparaît d'abord difforme et blanchâtre, mais il se pigmente et s'active rapidement. En l'espace de quelques heures, il a acquis sa taille, son aspect définitif mais aussi la maturité sexuelle ; c'est seulement à ce dernier stade (Adulte) que la drosophile est capable de se reproduire (maturité sexuelle). L'adulte femelle devient fécondable après 8-10 heures et commence à pondre deux jours plus tard.



**Figure 06 : Cycle de vie de *Drosophila melanogaster* (Photo originale)**

## 2.2. Elevage de masse au laboratoire

L'élevage se fait sur milieu artificiel, en conditions contrôlées (température : 25°C ; hygrométrie : 70% ; scotophase : 12 h.) dans des tubes avec des bouchons en mousse (**Fig. 7**) ou dans des bouteilles de stockages (élevages de masse). Le milieu nutritif constitue le milieu dans lequel se développeront les larves ; aussi et afin d'éviter l'engluement, il doit être solide, sans cependant être trop compact pour permettre l'évolution des larves. Ce milieu gélosé est composée de 33,3 g semoule de maïs, 33,3 g levure de bière, 5 g d'agar- agar et de l'eau distillée selon nécessité, Le mélange est porté à ébullition pendant 2 à 3 minutes en agitant sans arrêt pour ne pas accrocher au fond de la casserole. Après refroidissement on ajoute 15ml d'antifongique (une solution d'acide benzoïque 95% dans de l'éthanol à 70 %). Le substrat est déversé dans des flacons de plastique qui seront bouchés par un tampon de mousse laissant passer l'air.



Figure 7 : Elevage de *D. melanogaster* (Photo originale)

### 2.3. Présentation des Plantes

Les plantes utilisées pour cette étude ont été récoltées dans la région de Séraïdi. Faisant partie du massif de l'Edough, Séraïdi est perchée sur une altitude de 840 m, en bordure du nord-ouest de la ville d'Annaba. Les trois plantes ont été collectées dans les forêts de chênes zeen ( $36^{\circ}54'27,02''$  de latitude nord,  $7^{\circ}39'49,95''$  de longitude est) en novembre 2019 (Fig. 8).

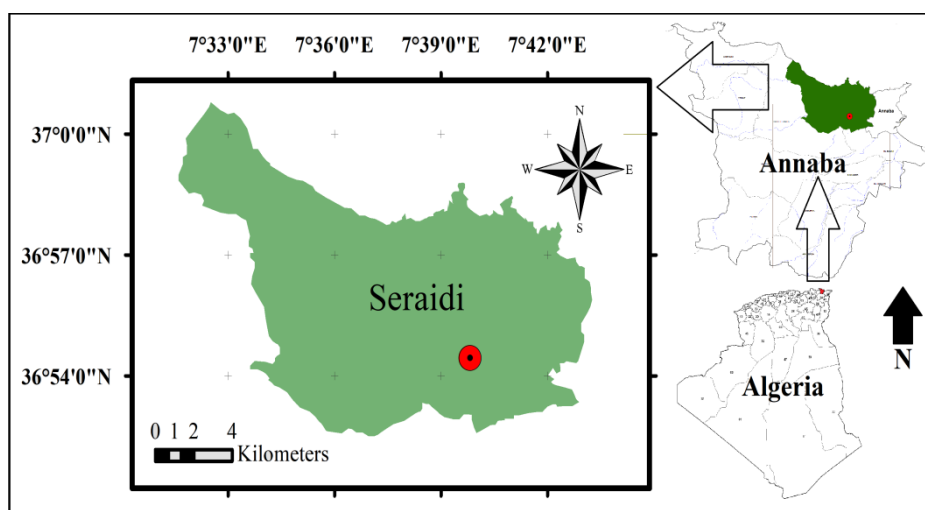


Figure 8. Carte représente le site de récolte des plantes

#### 2.3.1. *Drimia maritima* (Asparagaceae)

*Drimia maritima* est une plante à bulbe, communément appelé squill (Mahbubeh *et al.*, 2017). Taxonomiquement, elle était auparavant classée dans les *Liliaceae* et les *Hyacinthaceae*, mais elle est maintenant connue comme le genre de la famille des *Asparagaceae* (Ghahreman, 1997; Zargari, 1996). La réévaluation de ce genre conduit à

l'élaboration de nombreux synonymes. C'est une plante bulbeuse pérenne. Une tige florale érigée apparaît après la croissance des feuilles. Les fleurs sont disposées en grappes denses. Les feuilles sont lancéolées avec des bords lisses. Les bulbes sont en forme de poire et, chez certaines espèces, atteignent jusqu'à 30 cm de diamètre. Habituellement, la majeure partie du bulbe de la plante est placée à l'intérieur et l'autre à l'extérieur du territoire. Cette plante pousse dans différents sols, notamment dans des terres alluviales au bord d'un lac ou d'une rivière, dans des sols argileux, sableux et calcaires. Cette plante est très répandue dans la région méditerranéenne, en Afrique et en Inde et leur partie médicinale est principalement constituée de bulbes frais ou séchés (Ghahreman, 1997; Zargari, 1996). Les plus anciens écrits sur ces plantes remontent à 1500 avant J.-C. et font état des propriétés médicinales de *Drimia maritima* (Stoll, 1954). *D. maritima* pousse dans la région méditerranéenne et est un médicament commercialement important en raison de ses valeurs médicinales. Jusqu'à présent, de nombreuses études ont été menées afin d'identifier les constituants chimiques et de comprendre les propriétés pharmacologiques de cette espèce (Stoll, 1954).



Figure 9. *Drimia maritima* (Photo originale)

Les bulbes de cette espèce ont été utilisés depuis l'antiquité dans diverses maladies et affections, notamment les troubles respiratoires et les problèmes médicaux affectant les articulations, les os et la peau (Stoll, 1954).

Connue en Asie, en Europe et en Égypte, le « Papyrus d'Ebers » est le premier document disponible sur cette plante en Égypte, qui remonte à 1500 avant Jésus-Christ (Stoll, 1954). Le squill a été étudié par des savants antiques tels qu'Hippocrate, Théophraste, Dioscoride, Pline et Pseudo-Apuleius (Stannard, 1974 ; Aliotta *et al.*, 2004). Dioscoride et Pline ont expliqué le squill et les différentes manières de traiter cette plante pour diverses indications (Aliotta *et al.*, 2004 ; Heart, 1937). Les praticiens traditionnels iraniens ont noté

au contenu grec, cependant, il y avait de légères différences dans les méthodes de traitement et les prescriptions (**Avicenna, 2008 ; Jorjani, 2013**). Les pharmacopées écrites aux 17 et 18 siècles contiennent diverses préparations à base de squill, comme le vin, le vinaigre, l'oxymel et la poudre sèche. A cette époque, le squill était administré spécialement comme diurétique et expectorant (**Cowen, 1974**).

Les aspects toxicologiques de *D. maritima* ont d'abord été décrit par Theophrastus (287-371 avant Jésus-Christ) (**Gentry et al., 1987**). Les dioscorides mentionnent également que la suspension de cette plante au-dessus de la porte peut permettre d'échapper aux insectes et aux animaux toxiques (**Aliotta et al., 2004**). L'utilisation de cette plante comme répulsif et poison pour les souris et les insectes est également mentionnée dans la littérature traditionnelle Irakienne (**Avicenna, 2008**). En Italie, il existe des rapports sur l'utilisation de *D. maritima* comme poison pour les souris ou comme répulsif pour les souris et les insectes (**Viegi et al., 2003 ; Guarrera et al., 2005**). Vers 1920, elle était populaire dans le monde entier comme un puissant et spécifique raticide.<sup>93</sup> L'ampoule était traditionnellement utilisée comme ichtyotoxique par les pêcheurs espagnols (**Álvarez, 2000**). Les propriétés toxiques d'autres espèces ont également été reconnues par différentes nations.

Parmi les 7500 espèces africaines évaluées en termes d'activité cytotoxique, c'est le *D. maritima* qui a eu l'effet cytotoxique le plus important sur la lignée lymphoïde humaine. La proscillaridine A a été identifiée comme son composé bioactif (**El-Seedi et al., 2013**). Le *D. maritima* a montré un effet anticancéreux dans différentes lignées cellulaires (**Bozcuk et al., 2011 ; Merghoub et al., 2009**). En plus des extraits, les glycosides cardiaques de cette espèce présentaient également des propriétés cytotoxiques. La proscillaridine A a montré une activité antiproliférative plus puissante contre les cellules de carcinome du sein humain que l'ovabaïne et la dioxine (**Winnicka et al., 2007**).

Parmi les 1120 composés évalués contre les lignées cellulaires de myélome multiple humain, la proscillaridine pourrait inhiber certaines cytokines sécrétées par ces cellules à plus de 90% et causer une réduction de plus de 50% de la viabilité cellulaire. En comparaison avec d'autres glycosides cardiaques présentant la même capacité, la proscillaridine a montré un effet antiprolifératif plus puissant (**Feng et al., 2010**). Parmi les 2816 composés testés sur une lignée cellulaire de carcinome adrénocortical avancé, la proscillaridine a été classée dans un groupe de 21 composés présentant une puissante activité antiproliférative contre cette lignée cellulaire (**Chamberlain et Levy, 1937**).

En résumé, les principales propriétés de cette plante considérées dans la médecine traditionnelle sont l'hydropisie, la toux et les affections respiratoires, la jaunisse, les problèmes de peau, la lèpre, les calvities, les troubles gastriques, le cancer, l'épilepsie, les douleurs articulaires et l'utilisation comme antidote (**Stannard, 1974 ; Aliotta et al., 2004 ; Avicencna, 2008 ; Jorjani, 2013**).

Les *D. maritima* comprennent des types rouge et blanc ayant la même morphologie (**Kaplan et al., 1950**). La poudre de squill blanc séché ne se distingue du rouge que par l'absence de pigments rouges dans les études histo-logiques (**Gross, 1940**).

Les études antérieures indiquent que seules les variétés rouges possédaient une grande quantité de composants mortels et que le type blanc n'avait pas de principe toxique ou perdait sa propriété toxique juste après le séchage, C'est pourquoi le type rouge de *D. maritima* a été largement appliqué pour l'élimination des rats (**Kaplan et al., 1950 ; Winton, 1927**). Cependant, le squill rouge présentait deux inconvénients importants : une variation de la propriété toxique et une faible toxicité par rapport aux poisons chimiques pour les rats (**Radomski et Woodard, 1946**). La source de la plante, le temps de récolte et les conditions du processus de séchage ont une incidence sur la toxicité du squill (**Kaplan et al., 1950**). De plus, sa toxicité a varié selon les différentes espèces animales. Les animaux, autres que les rats, n'ont pas été poisonnés par elle peut être due à leur capacité à vomir (**Evans, 2009 ; Ward et al., 1937**).

Les bulbes de *D. maritima* présentaient, également, une activité insecticide importante contre plusieurs espèces (**Pascual-Villalobos et Fernandez, 1999 ; Metin et Burun, 2010**). Différentes substances actives ayant des propriétés insecticides, notamment l'acide L-azatidine-2-carboxilique et les bufadiénolides, la scillirosidine et la proscillaridine A, ont été isolées chez cette espèce de *Drimia* (**Hassid et al., 1976 ; Pascual-Villalobos, 2002**). Malgré la présence des substances à propriétés insecticides, très peu de travaux s'intéressent aux effets de cette plante dans la lutte biologique contre les insectes nuisibles.

▪ **Position systématique de *D. maritima***

Règne	Plantae
Embranchement	Magnoliophyta
Classe	Equisetopsida
Sous classe	Magnoliidae
Ordre	Asparagales
Famille	Asparagaceae
Genre	<i>Drimia</i>
Espèce	<i>Drimia maritima</i> (L.) (Stearn, 1978)



**2.3.2. *Ramalina farinacea* (Ramalinaceae)**

*Ramalina farinacea* est un lichen épiphyte en forme de buisson (petite arbre) (fruticose) commun aux régions à climat méditerranéen, subtropical ou tempéré, espèce surtout corticole (pas de restriction concernant l'espèce du support), rarement saxicole et occasionnellement sur sable. Il appartient au genre *Ramalina* de la famille des *Ramalinaceae*. La coexistence de deux espèces différentes du genre *Trebouxia* d'algues vertes en même temps s'est avérée être dans chaque spécimen prélevé dans des populations largement réparties. Les algues se développent dans différents environnements de température et de lumière. Son développement nécessite des conditions écologiques particulières déterminées par les types de supports, les facteurs climatiques et les relations avec les autres êtres vivants. Cela indique que la lumière agit sur la photosynthèse et sur l'excédent possible de celle-ci sur la respiration. En haute altitude, cette dernière peu supporté de longues périodes à de très basses ou à de très fortes températures (**Bachereau et Asta, 1997**). On pense que cela démontre la capacité du lichen avec deux partenaires simultanés d'algues vertes à proliférer dans un éventail plus large d'habitats et de zones géographiques (**Léonardo et al, 2011**).



Figure 10. *Ramalina farinacea* (Photo originale)

*Ramalina farinacea* n'a pas de corps fructifiant mais utilise des soredies pour se reproduire et possède des organes ovales créateurs de soredies appelés soralia qui se forment sur les lobes élargis ; « *farinacea* » signifie "semblable à la farine", le nom faisant référence à la structure des soredies. Jusqu'aux années 1990, ce lichen était assez rare en raison de sa sensibilité au dioxyde de soufre, mais on le voit maintenant beaucoup plus souvent (**Hanus *et al.*, 2008**). Selon l'étude de **Slimani *et al* (2013)**, 18 familles qui renferment 47 espèces de lichens sont présentes dans les forêts du Nord Est Algérien, parmi eux *R. farinacea* qui est fréquente dans la commune de Bougous (le troisième secteur de gestion du Parc National d'El Kala).

Cette espèce de lichen se caractérise par ses branches longues et étroites (moins de 2 à 3 millimètres de large) et une soralie marginale clairement définie. On le trouve le plus souvent sur les arbres (**Goward, 1992**).

Ce lichen est caractérisé par un thalle fruticuleux, représenté en lanières plates attachées uniquement par leurs extrémités (**Flour, 2004**). Selon **Motyka (1958)** et **Ozenda (2000)** le groupement à *Ramalinae* évolue en général dans les hautes montagnes.

Il est de la forme d'un thalle fruticuleux, arbustive ou touffu jusqu'à 7 cm de longueur, de couleur gris-vert à vert-jaunâtre, attaché au support par un crampon unique (**Nash *et al.*, 2004**). Généralement subdivisé en de nombreuses branches solides, aplaties ou occasionnellement légèrement concaves (**Nash *et al.*, 2004**). La surface des ramifications est lisse et plus ou moins brillante, leur marge est généralement ponctuée de soralies nombreuses de forme circulaire à ellipsoïde. Les apothécies sont rares, elles peuvent atteindre 3 mm de diamètre (**Nash *et al.*, 2004**).

*Ramalina farinacea* est l'une des espèces de lichens les plus tolérantes à la pollution atmosphérique et, par conséquent, elle pousse à peu près partout et est l'un de nos lichens les plus communs. Dans les zones les plus polluées, sa croissance peut être ralentie (Orchard, 2012), il disparaît dès que l'air présente un taux de concentration supérieur à 60 µg/m<sup>3</sup> (André, 2009).

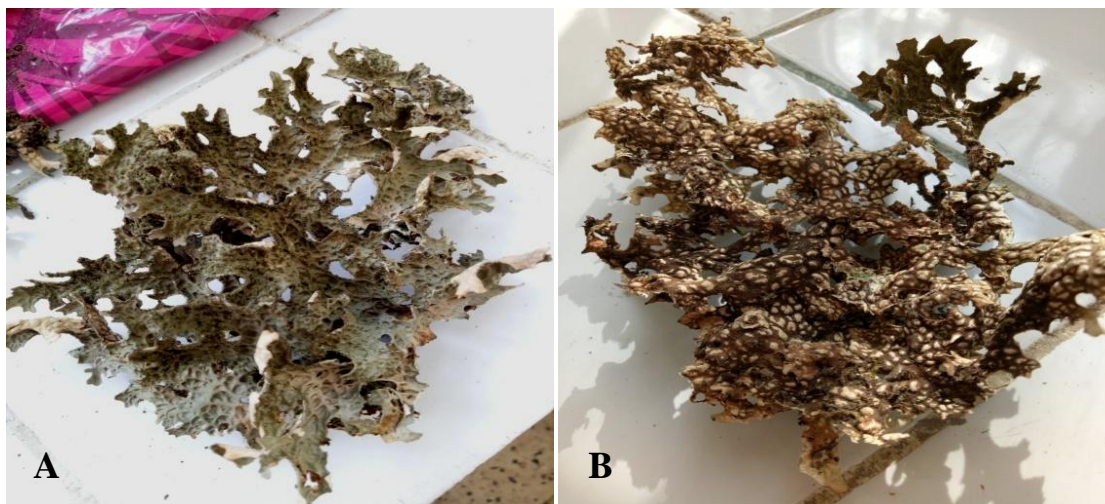
▪ **Position systématique de *R. farinacea***

Règne	Fungi
Embranchement	Ascomycota
Classe	Lecanoromycetes.
Sous classe	Lecanoromycetidae
Ordre	Lecanorales
Famille	Ramalinaceae
Genre	<i>Ramalina</i>
Espèce	<i>R. farinacea</i> (L) Ach. (1809)



**2.3.3. *Lobaria pulmonaria* (Lobariaceae)**

*Lobaria pulmonaria* est un lichen unique par sa forme et sa couleur ; c'est de ce fait l'un des plus facile à reconnaître (fig. 1 et 2). C'est un lichen foliace généralement de grande taille (jusqu'à 50 cm de diamètre pour les plus grands, plus classiquement autour de 30 cm). Le thalle en forme de « feuille » est profondément lobé.



**Figure 11. *Lobaria pulmonaria* (photo originale) (A : face supérieure du thall B : face inférieure du thalle).**

La division des lobes est presque dichotomique. Ceux-ci mesurent de 1 à 3 cm de larges et sont tronqués à l'extrémité. La face supérieure du thalle est fortement réticulée ce réseau délimite des alvéoles (foveoles) qui lui ont valu son nom de « pulmonaire », par comparaison avec la forme des alvéoles des poumons. Cette ressemblance est d'ailleurs à

l'origine de ses supposées propriétés médicinales, en application de la Théorie des signatures de Paracelse. Elle est vert-brunâtre à vert-grisâtre à l'état sec et devient vert-olive vif à l'état humide. Cette couleur verte est due au photobionte présent dans le thalle, *Dictyochloropsis reticulata* (Tschermak-Woess) Tschermak- Woess, algue verte proche du genre *Trebouxia*. On observe généralement sur les saillies et au bord du thalle des soralies isidifères ou des isidies plus ou moins cylindriques et plus ou moins ramifiées. Les apothécies sont assez rarement observées. Elles mesurent de 2 à 4 mm de diamètre et sont de couleur brune plus ou moins rougeâtre. La face inférieure est tomenteuse brunâtre et présente des « bosses » plus ou moins glabres, blanchâtres, correspondant aux faces en relief des foveoles de la face supérieure. Bien que sa morphologie permette de le reconnaître sans ambiguïté, nous indiquons les réactions chimiques classiques concernant la médulle : P+ orange, K+ jaune-orange, KC+ jaune-orange, C-. Lorsqu'il est typique et bien développé ce lichen ne peut donc pas être confondu, mais des thalles jeunes, chétifs ou malades pourraient être confondus avec d'autres espèces de lichens foliacés (**Pascal Collin et Yorick Ferrez., 2015**). Le point des connaissances sur la répartition du lichen pulmonaire (*Lobaria pulmonaria* (L.) Hoffm.) En Franche-Comté. Les nouvelles Archives de la Flore jurassienne et du nord-est de la France, 13, 2015).

Etant un exemple classique des symbioses mutualistes, les lichens représentent l'association d'un champignon - généralement un ascomycète - avec un ou plusieurs partenaires photosynthétiques, les photobiontes. Les photobiontes peuvent être des algues vertes ou des cyanobactéries. Dans le lichen du poumon (*Lobaria pulmonaria*), le photobionte principal est l'algue verte *Symbiochloris reticulata*, mais les lichens contiennent également des cyanobactéries *Nostoc* dans des structures internes appelées céphalodes. Ces cyanobactéries internes fixent l'azote atmosphérique, contribuant ainsi à la croissance du lichen et au bilan azoté de l'écosystème. Certains considèrent les populations actuelles de *L. pulmonaria* être le souvenir d'une époque où l'espèce était très abondante dans le climat tertiaire très humide. L'espèce de lichen est menacée et en déclin continu en raison des interactions complexes entre la distribution spatiale du lichen, l'abondance et la diversité génétique des populations et le type, l'étendue spatiale, la fréquence et la gravité des perturbations de l'habitat du lichen, à savoir les forêts naturelles et gérées (**Scheidegger et Werth 2009**).

C'est un lichen qui est connu par ces effets thérapeutiques dans des maladies comme l'eczéma, l'hémorragie, l'arthrite et des maladies respiratoires incluant l'asthme ; un thé aromatique préparé de *L. pulmonaria* est utilisé pour son effet de laxatif (**Huneck, 1999**).

Nous avons récemment rapporté l'antioxydant et des activités anti-inflammatoires pour *L. pulmonaria* (Suleyman *et al.*, 2003 ; Odabasoglu *et al.*, 2004).

▪ **Position systématique de *L. pulmonaria* :**

Regne	Fungi
Eembranchement	Ascomycota
Classe	Lecanoromycetes.
Sous classe	Lecanoromycetidae
Ordre	Lecanorales
Famille	<i>Lobariaceae</i>
Genre	<i>Lobaria</i>
Espèce	<i>Lobaria pulmonaria</i> (L.) (Hoffm., 1796)



## 2.4. Préparation des extraits des plantes

Pour la présente étude les Plantes ont été récoltées à séradi (Annaba, l'Algérie), au mois de Novembre 2019. Les plantes *Drimia maritima*, *Ramalina farinacea* et *Lobaria pulmonaria* ont été rincées à l'eau de robinet puis séchées à l'air ambiant dans notre laboratoire du département et ce durant une semaine ; puis broyées à l'aide d'un Moulinex en poudre afin de l'utiliser pour les différentes extractions.

### 2.4.1. Préparation des extraits éthanolique

#### a. *D. maritima* (*Asparagaceae*)

La macération éthanolique obéit au protocole de **Bouharb *et al.* (2014)** avec modifications. Ce protocole consiste à macérer 300g de poudre des bulbes sèches de la plante dans 250ml d'éthanol à (99,8 %) et ce, durant 24 heures, à température ambiante et à l'ombre. Après filtration, le filtrat obtenu a fait l'objet d'une évaporation à l'ombre et à l'aide d'un agitateur magnétique pour sécher le solvant (**Keita *et al.*, 1998**) en utilisant une plaque chauffante à une température de 50C° jusqu' à l'obtention d'une pâte de 10g, celle-ci a été conservée à 4°C jusqu'à son utilisation. Sur chaque bouteille sont notés, la date de préparation, le type d'extraction et la concentration.



**Figure 12. Préparation de l'extrait éthanolique de *D. maritima* (photo originale)**

**b. *R. farinacea* (Ramalinaceae)**

Durant 24 heures, nous avons macéré 90g de poudre de la plante dans 500 ml d'éthanol à (99,8 %) à température ambiante et dans l'ombre. Après filtration, le filtrat obtenu a fait l'objet d'une évaporation à l'ombre et à l'aide d'un agitateur magnétique pour (à 50C°) sécher le solvant (Keita *et al.*, 1998) jusqu' à l'obtention d'une pâte soluble dans l'eau (1,33g). Cette pâte est conservée à 4°C jusqu'à son utilisation. Sur chaque bouteille sont notés, la date de préparation, le type d'extraction et la concentration.



**Figure 13. Préparation de l'extrait éthanolique de *R. farinacea* (photo originale)**

**c. *L. pulmonaria* (Lobariaceae)**

Le même protocole a été suivi pour la préparation de l'extrait éthanolique de *L. pulmonaria*. Ce protocole consiste à macérer 57g de poudre de plante durant 24 heures dans

500ml d'éthanol à (99,8 %). Après filtration et évaporation nous avons obtenu une pâte de 1,30g. Celle-ci a été, aussi, conservée à 4°C jusqu'à son utilisation.

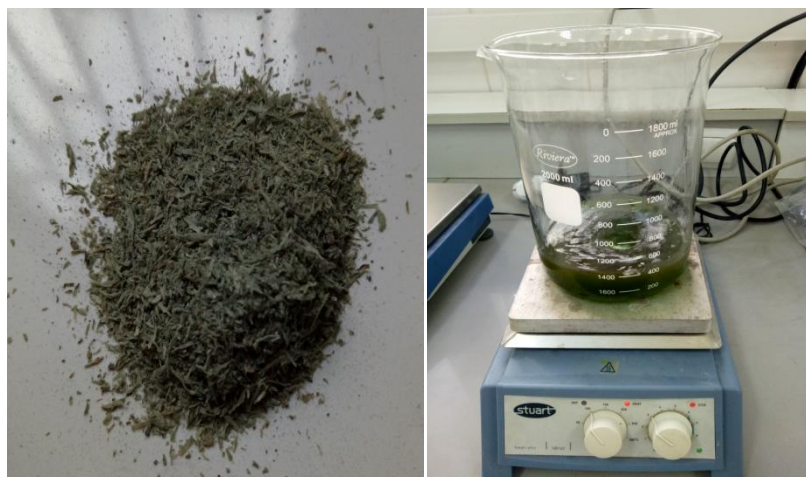


Figure 14. Préparation de l'extrait éthanolique de *L. pulmonaria* (photo originale)

#### 2.4.2. Préparation des extraits Aqueux

##### a. *D. maritima* (Asparagaceae)

Le protocole adopté est celui décrit par **Bouharb et al. (2014)** et **Bourmita (2013)**. Il s'agit de mettre 230g de la plante en poudre dans un litre d'eau distillée, puis portée à ébullition sur une plaque chauffante pendant 1 heures de temps, à une température de 100 C° jusqu'à réduction à 50%. L'opération est généralement conduite à pression atmosphérique. Après filtration le filtrat obtenu (260 ml : 0,89 g/l) est conservé dans une bouteille bien fermée et placée dans le réfrigérateur à 4°C jusqu'à son utilisation (**Rebeya et al., 2015**).



Figure 15. Préparation de l'extrait aqueux de *D. maritima* (photo originale)

**b. *R. farinacea* (Ramalinaceae)**

De même que pour *D. maritima*, l'extrait aqueux de *R. farinacea* est préparé par décoction. Pendant une heure du temps, 40g de poudre est mise dans 50 ml d'eau distillée puis portée à ébullition sur une plaque chauffante à une température de 100 C° jusqu' à réduction à 50%. Le filtrat obtenu est d'une concentration mère de 1.6g/l, conservé dans une bouteille et bien fermée et placée dans le réfrigérateur à 4°C jusqu' à son utilisation (**Rebeya et al., 2015**).



**Figure 16. Préparation de l'extrait aqueux de *R. farinacea* (photo originale)**

**c. *L. pulmonaria* (Lobariaceae)**

Pour l'extrait aqueux de cette plante, nous avons utilisé 44g de poudre pendant dans 50ml d'eau distillée, puis portée à ébullition sur une plaque chauffante jusqu' à réduction à 50%. Le filtrat obtenu 50ml est d'une concentration mère de 1.7g/l et conservé dans une bouteille bien fermée et placée dans le réfrigérateur à 4°C jusqu' à son utilisation (**Rebeya et al., 2015**).



Figure 17. Préparation de l'extrait aqueux de *L. pulmonaria* (photo originale)

## 2.5. Evaluation des effets des extraits des plantes

### 2.5.1. Effets sur la mortalité et le développement de *D. melanogaster* (Traitement)

#### 2.5.1.1. Effet de l'extrait éthanolique :

Le test de toxicité consiste à exposer ou à administrer (par ingestion) de différentes concentrations d'extraits éthanolique aux larves du 2<sup>ème</sup> stade de la drosophile, dans des conditions bien contrôlées du laboratoire.

Nous avons préparé trois concentrations différentes de l'extrait éthanolique de *D. maritima* (0.12 µg/ml, 0.25 µg/ml et 0.5 µg/ml), quatre concentrations de l'extrait éthanolique de *R. farinacea* (0.25 µg/ml, 0.5 µg/ml, 1.5 µg/ml et 2 µg/ml) et trois concentrations de l'extrait éthanolique de *L. pulmonaria* (0.5 µg/ml, 1 µg/ml et 2 µg/ml). Les extraits sont ingérés, chaque concentration mélangée à 40 g de nourriture sera divisée en quatre tubes différents. Dans chaque tube, 20 larves de deuxième stade sont placées. Le suivi de la mortalité et du développement des larves se fait pendant 15 jours (temps nécessaire pour terminer le développement). Un tube de larves témoins (20 larves) a été aussi observé.

#### 2.5.1.2. Effet de l'extrait aqueux :

Nous avons préparé trois concentrations différentes de l'extrait aqueux de *D. maritima* (0.10 µg/ml, 0.20 µg/ml et 0.40 µg/ml), trois concentrations des extraits aqueux des deux lichens *R. farinacea* et *L. pulmonaria* (0.20 µg/ml, 0.25 µg/ml, 0.5 µg/ml). Les extraits sont ingérés; chaque concentration est mélangée à 40 g de nourriture sera divisé en quatre tubes différents. Dans chaque tube, 20 des larves de deuxième stade sont placées. Le suivi de la

mortalité et du développement des larves se fait pendant 15 jours (temps nécessaire pour terminer le développement). Un tube de larves témoins (20 larves) a été aussi observé.

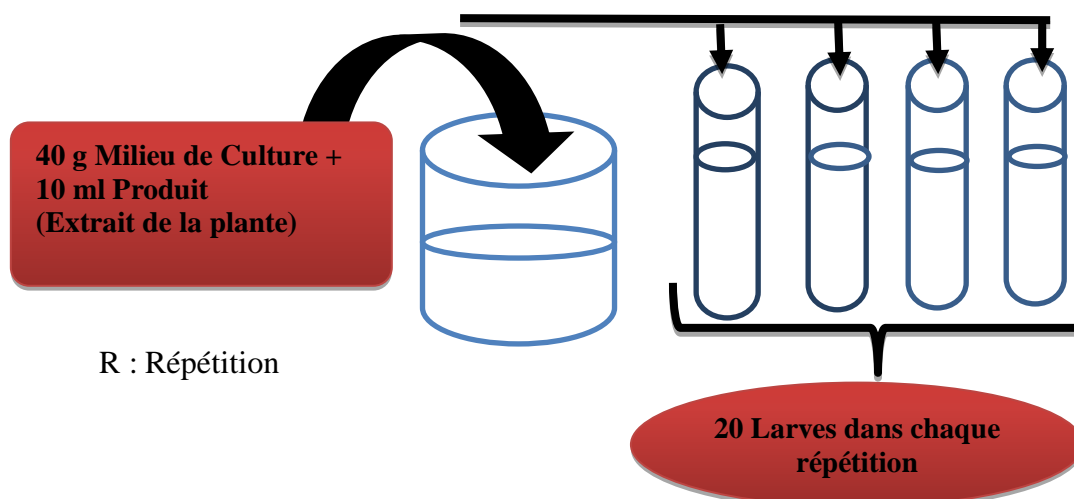


Figure 18. Schéma du protocole de traitement des L2 de *D. melanogaster*

### 2.5.2. Effets des extraits éthanolique et aqueux sur le comportement alimentaire des larves *D. melanogaster*

#### 2.5.2.1. Test de comportement alimentaire sur les larves *D. melanogaster* :

Les larves du troisième stade (L3) issues des traitements avec les extraits de *D. maritima*, *R. farinacea* et *L. pulmonaria* ont fait l'objet des tests du comportement alimentaire. Ces larves, sont faciles à manipuler. 50 larves non traitées sont utilisées pour l'observation des témoins.

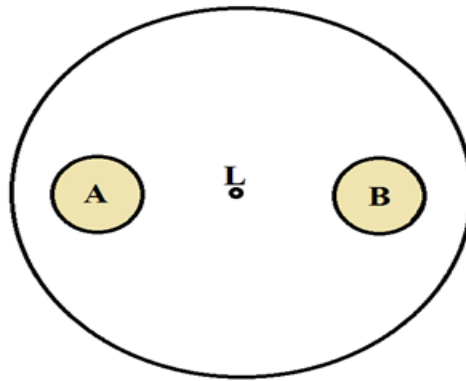
Les extraits ont été utilisés à des concentrations sublétales : 0,12  $\mu\text{g/ml}$ , 0,89  $\mu\text{g/ml}$ , 0,12  $\mu\text{g/ml}$ , 0,16  $\mu\text{g/ml}$  et 0,25  $\mu\text{g/ml}$ , 0,17  $\mu\text{g/ml}$  respectivement pour l'extrait éthanolique de *D. maritima*, extrait aqueux de *D. maritima*, extrait éthanolique de *R. farinacea*, extrait aqueux de *R. farinacea* et extrait éthanolique de *L. pulmonaria*, extrait aqueux de *L. pulmonaria* (voir tableau ci-dessous).

		Plantes		
		<i>Drimia maritima</i>	<i>Ramalina farinacea</i>	<i>Lobaria pulmonaria</i>
Concentrations Sublétales	Extrait éthanolique	0,12 $\mu\text{g/ml}$	0,12 $\mu\text{g/ml}$	0,25 $\mu\text{g/ml}$
	Extrait Aqueux	0,89 $\mu\text{g/ml}$	0,16 $\mu\text{g/ml}$	0,17 $\mu\text{g/ml}$

Le principe des tests d'attraction porte sur les larves de 3<sup>ème</sup> stade de *D. melanogaster* c'est pour mieux comprendre l'acuité olfactive chez les larves et comment peuvent-elles détecter la présence de la nourriture.

Afin de réaliser ces tests on utilise le matériel suivant : boîtes de pétri en plastique (diamètre de 100 mm), papiers filtre Whatman (diamètre 15 mm), pinces fines, petites aiguilles (longueur environ 10 mm), spatules inox, chronomètres, coupelles en verre.

L'arène de test utilisée est une boîte de Pétri en plastique (diamètre de 100 mm) contenant de l'agar à 2% dont le fond est recouvert d'un papier sur lequel on a dessiné au crayon de papier 2 zones circulaires (Zone « A » et « B ») disposées ligne ; chacune des zones représente 10% de la surface totale de l'arène.



**Figure 19.** Schéma de l'arène de test (boîte de pétri, diamètre 100mm).

***Préparation des boîtes de pétri contenant de l'agar à 2% :***

Le milieu artificiel utiliser assure le déplacement des larves et constitue une surface lisse qui facilite le mouvement des larves.

Au laboratoire, on a préparé le milieu à base d'agar et de l'eau. Pour préparer 8 boîtes, on dissout 5 g d'agar avec 250 ml d'eau, puis on délaye la casserole sur la plaque chauffante en agitant sans arrêt pour assurer que le produit d'agar se dissocie complètement dans l'eau. Le mélange est porté à ébullition jusqu'à l'apparition d'une couche dense sous le mélange. La quantité préparée est distribué sur les boîtes de pétri à une épaisseur d'environ 5 mm et on laisse environ 3 heures afin que le milieu refroidît et pour que la surface devienne lisse.



**Figure 20. Préparation du milieu gélosé à base d'agar et de l'eau (Photo Originale).**



**Figure 21. Le mélange préparé est distribué sur les boîtes de pétrie (Photo originale).**

Ensuite on introduit les papiers filtre (déjà préparé) dans des tubes contenant le milieu de culture témoin et mélangé avec l'extrait éthanolique ou aqueux des feuilles de *D. maritima* et on laisse 2 heures pour que les papiers filtre garde l'odeur de la nourriture.

Après 2 heures, on retire les papiers et on enlève le milieu en frottant avec une spatule les deux côtés des papiers filtre. Ces papiers sont ensuite mis dans les boîtes de pétri dans la zone A et la zone B. On note le choix de chaque larve et le temps qu'elle met pour atteindre la zone choisie. Le suivi de test se fait pendant 30 minutes.

Les larves sont transvasées des tubes d'élevage vers une coupelle en verre avec de l'eau distillé puis elles sont prélevées avec des pinces dans une autre coupelle en verre contenant, aussi, de l'eau déminéralisée. Les papiers filtre imbibés de milieu nutritionnel sont introduits dans la boîte de pétri contenant l'agar (2%). Ils sont manipulés uniquement avec des pinces. Chaque papier filtre est fixé avec une petite aiguille.

On prélève une larve (avec une pince) et on la dépose au centre (point « L ») de la boîte de pétri contenant les papiers filtre. A ce moment, on déclenche de chronomètre et on note le choix de larve ainsi que le temps qu'elle met pour faire son choix.

Les tests se font avec des larves témoins et des larves traitées (N= 50) et on a testé le choix des entre les milieux : traité vs traité, témoin vs traité et témoin vs témoin.

Larves témoins (n=150)	Larves traitées (n=150)
<b>Milieux testés</b>	
- Témoin X Traité (n=50)	- Témoin X Traité (n=50)
- Traité X Traité (n=50)	- Traité X Traité (n=50)
- Témoin X Témoin (n=50)	- Témoin X Témoin (n=50)

### 2.5.3. Effets des extraits ethanologique et aqueux sur le comportement sexuel des adultes de *D. melanogaster*

#### 2.5.3.1. Description du comportement sexuel de *D. melanogaster* :

La parade sexuelle chez les drosophiles est un comportement riche en événements (Clynen *et al.* 2011 ; Chardonnet, 2013), passe par six étapes essentielles, prédéterminées et invariables (Terhzaz, 2003 ; Dickson, 2008 ; Revadi *et al.* 2015) et requiert de nombreux signaux sensoriels dont les signaux chimiques (les phéromones des hydrocarbures cubiculaires) tiennent une place importante (Greenspan et Ferveur, 2000 ; Sokolowski, 2001). Et c'est le mâle qui procède les différentes séquences.

#### A / Orientation et poursuite du mâle :

Lorsque les deux partenaires sont réunis dans la chambre du test, le mâle commence par explorer le lieu. Après quelques secondes, c'est toujours le mâle qui va détecter la femelle en premier et commence à la courtiser rapidement et le premier contact avec les pattes antérieures s'établit. La femelle est plus discrète, elle secrète des substances odorantes aphrodisiaques qui sont des phéromones. Elle indique sa réceptivité en ralentissant son activité locomotrice pour faciliter l'accouplement (I.N.A.P.G, 1997).



Figure 22. Orientation, repérage de mâle (photo originale)

**B/ Contact :**

Les attouchements se font par les mâles, le mâle arrive près de la femelle et l'explore et la tapote par ses pattes antérieures. Au cours de ces contacts, il la suit et lui tourne autour.



**Figure 23. Attouchements** (toucher, chimio-détection par les phéromones de contact de femelle) **(Photo originale)**

**C / Le chant ou la vibration :**

Au cours de la parade des mouches de *D. melanogaster*, le mâle déplie une de ses ailes à la verticale de son corps, et il l'a fait vibrer produisant ainsi un chant caractéristique qui ne dure que quelques secondes. Le chant se répète plusieurs fois pendant la parade et seuls les mâles qui font les vibrations. Le circling c'est une sorte de chant, dans lequel le mâle tourne autour de la femelle.



**Figure 24. Chant nuptial :** (Chimio-détection émission de phéromones par le mâle) **(Photo originale)**

**D / Léchage des plaques génitales de la femelle par le mâle :**

Après une sollicitation continue du mâle, la femelle réceptive s'immobilise, le mâle étend sa trompe et commence par lécher les plaques génitales de la femelle. Le léchage des mâles de *D. melanogaster* se répète plusieurs fois et ne dure que quelques secondes.



**Figure 25. Léchage.** Toucher chimio détection (émission de phéromones par la femelle)  
**(Photo originale)**

**E / Tentative d'accouplement :**

La première tentative d'accouplement suit immédiatement l'étape de léchage des génitales de la femelle. Le mâle tente une copulation en incurvant son abdomen. Si la tentative d'accouplement échoue, le mâle répète sa tentative plusieurs fois jusqu'à la réussite de l'accouplement. Si la femelle refuse de s'accoupler il cesse sa cour. Cette séquence ne dure que quelques minutes (maximum 10 minutes).



**Figure 26. Tentative. (Photo originale)**

**F/ Accouplement :**

Après stimulation de la femelle durant la parade, elle ralentit son activité locomotrice pour favoriser l'accouplement. L'accouplement se fait dès que le mâle est sur le dos de la femelle, il étend à ce moment, et progressivement, son pénis dans les génitales de la femelle. L'accouplement dure environ 20 minutes pendant lesquels, le mâle reste immobile tandis que

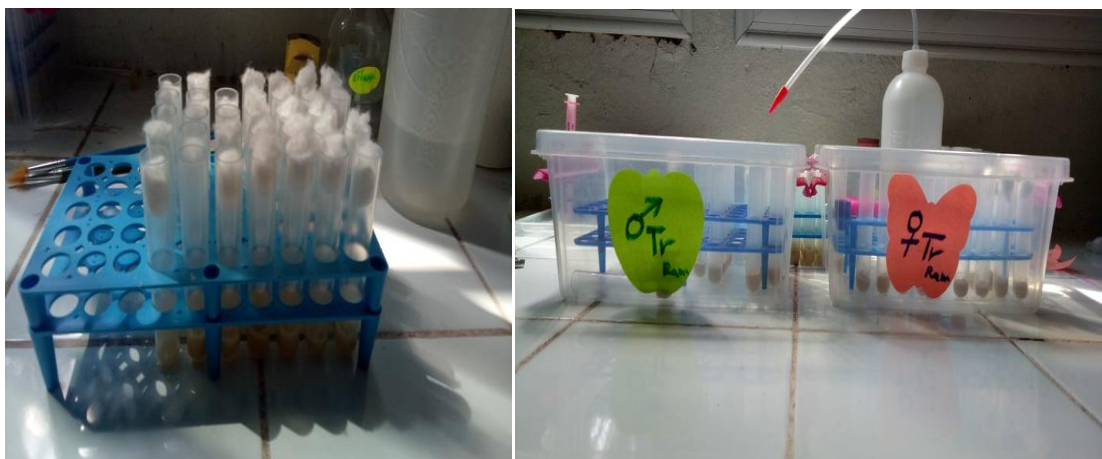
la femelle manipule et écarte ses plaques génitales. Le décrochage des deux partenaires annonce la fin de l'accouplement.



**Figure 27. Accouplement. (Photo originale)**

### 2.5.3.2. Test de comportement sexuel sur les adultes de *D.melanogaster* :

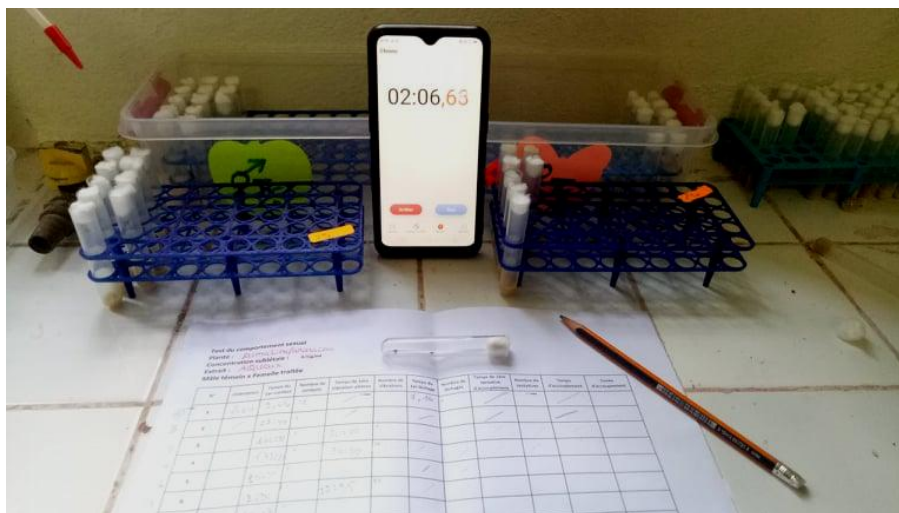
Pour déterminer l'effet indirect des extraits éthanoliques et aqueux de *D. maritima*, *R. farinacea*, *L. pulmonaria* nous avons établi des tests du comportement sexuel afin de mesurer l'effet de cette molécule sur la parade sexuelle des mouches. Pour cette étude, le traitement a été réalisé avec l'utilisation des concentrations sublétales de *D.maritima* qui est  $0.89\mu\text{g/ml}$  pour l'extrait aqueux et  $0,12\mu\text{g/ml}$  pour l'extrait éthanolique, *R. farinacea* qui est  $0.16\mu\text{g/ml}$  pour l'extrait aqueux et  $0,12\mu\text{g/ml}$  pour l'extrait éthanolique et *L. pulmonaria* qui est  $0.17\mu\text{g/ml}$  pour l'extrait aqueux et  $0,25\mu\text{g/ml}$  pour l'extrait éthanolique. Le traitement avec ces concentrations se fait sur des larves du troisième stade et quotidiennement on isole les adultes émergés (naïfs sexuellement) pendant 48 heures jusqu'au moment des tests du comportement sexuel.



**Figure 28. Séparation des adultes de *D. melanogaster* par sexe (photo originale)**

On a étudié 20 couples de drosophiles pour chaque type de croisement. L'observation se fait pendant une demi-heure du temps (30 min) et le test commence dès l'introduction des mouches dans les tubes prévus pour ces tests. Durant ce temps les principaux comportements stéréotypés de parade des mâles sont analysés : la poursuite, le contact des mouches avec les premières paires de pattes, la vibration alaire, le léchage et la tentative d'accouplement et même l'accouplement. Les types de croisements réalisés sont :

- 1- Mâle témoin x Femelle témoin.
- 2- Mâle traité x Femelle témoin.
- 3- Mâle témoin x Femelle traitée.
- 4- Mâle traité x Femelle traitée.



**Figure 29. Déroulement du test du comportement sexuel (Photo originale)**

#### **2.5.4. Effets des extraits ethanoliqes et aqueux sur le comportement d'oviposition des femelles de *D. melanogaster* (Fécondité et fertilité)**

Dans le but de déterminer le choix de milieu de ponte des œufs par les femelles de *Drosophila*, et dans lequel elles assurent l'éclosion de leurs œufs, nous avons utilisé une méthode au niveau de notre laboratoire qui facilite l'étude de ce choix d'oviposition.

Les tests se font dans les mêmes conditions de l'élevage (température et l'humidité) dont la méthode consiste à mettre des couples dans des boites en plastique contenant deux milieux différents (milieu témoin qui est utilisé pour notre élevage de masse quotidien et milieu traité avec l'extrait éthanolique et/ou aqueux à concentrations sublétales pour les trois

plantes utilisées (**Fig. 27**). Les adultes doivent être vierges et matures sexuellement (adultes séparés dès l'émergence).

Après 72 heures, on récupère les deux milieux et on les observe l'aide d'une loupe les œufs pondus ainsi que le nombre des larves dans chaque milieu.



**Figure 30. Chambres d'oviposition (Photo originale)**

## **2.6. Analyse des données**

### **2.6.1. Test de mortalité :**

En ce qui concerne les résultats obtenus pour cette étude toxicologique, on a calculé les concentrations létales (CL50% et CL90%) pour l'insecticide utilisé selon les procédés mathématiques de Finney.

Pendant les 15 jours d'exposition à l'insecticide, la variable mesurée est le nombre des individus morts quotidiennement. Le taux de mortalité observé est corrigé par la formule d'Abott qui permet de connaître la toxicité réelle des insecticides. Les différents taux subissent une transformation angulaire d'après les tables de Bliss. Les données sont ainsi normalisés et font l'objet d'une analyse de variance sur XLStat 2009 puis ils sont transformés en probits ce qui permet d'établir une droite de régression en fonction des logarithmes décimaux des concentrations utilisées, et le test  $\chi^2$  permet un bon ajustement de la droite (**Finney, 1971**). A partir de cette droite on a calculé les concentrations létales.

La même analyse statistique a été utilisée pour calculer les temps létaux de chaque concentration utilisée (TL50% et TL90%) (de chaque produit utilisé). Le taux de mortalité observé pour chaque concentration est corrigé par la formule d'Abott, puis transformé d'après les tables de Bliss, ce qui nous permet de comparer les variances sur XLStat 2009. Ces taux sont aussi transformés en probits afin d'établir une droite de régression en fonction des logarithmes décimaux des temps d'exposition, un test Chi2 permettant un bon ajustement de la droite (**Finney, 1971**). A partir de cette droite, on peut alors calculer les temps létaux.

### **2.6.2. Test d'attractivité alimentaire :**

En ce qui concerne les résultats obtenus des tests du comportement alimentaire des larves, Les différents temps obtenus ont été analysés par des méthodes métriques descriptives donnant la moyenne, l'écart-type, le minimum et le maximum ainsi que la variance. Les résultats obtenus sont alors comparés en utilisant une analyse des variances (ANOVA) sur XLSTAT 2014 software (Addinsoft, New York, NY).

Les résultats des tests de choix obtenus sont comparés en utilisant la simulation de Monté-Carlo, basée sur un test Chi2 au seuil  $\alpha = 0,05$  (**Vaillant et Derrij, 1992**).

Un Indice d'attraction (IA) est calculé selon **Honda et al. (2014)** comme suit :  $IA = (\text{nombre de larves présentes sur un milieu traité} - \text{nombre de larves présentes sur un milieu témoin}) / (\text{nombre de larves présentes sur un milieu traité} + \text{nombre de larves présentes sur un milieu témoin})$ . Théoriquement il varie entre -1 (grande aversion pour le produit) et +1 (grande attraction pour le produit).

### **2.6.3. Test de comportement sexuel :**

Les différents paramètres mesurés dans cette étude ont été analysés statistiquement par des méthodes métriques descriptives donnant la moyenne, l'écart-type, le minimum, le maximum et la variance. Puis on a analysé les résultats en utilisant un test paramétrique : ANOVA (comparaison des variances de k échantillons) sur XLStat 2009 software (**Addinsoft NY**).

Les résultats des tests de choix obtenus sont comparés en utilisant la simulation de Monté-Carlo, basée sur un test Chi2 au seuil  $\alpha = 0,05$  (**Vaillant et Derrij, 1992**).

#### 2.6.4. Test d'oviposition :

Les différents paramètres mesurés dans cette étude ont été analysés statistiquement par des méthodes métriques descriptives donnant la moyenne, l'écart-type, le minimum, le maximum et la variance. Puis on a analysé les résultats en utilisant un test paramétrique : ANOVA (comparaison des variances) sur XLStat 2009 software (**Addinsoft NY**).

Les résultats de tests de choix de ponte des femelles sont comparés en utilisant la simulation de Monté-Carlo, basée sur un test Chi2 au seuil  $\alpha = 0,05$  (**Vaillant et Derrij, 1992**).

Un Indice de Préférence d'oviposition (IPO) est calculé selon (**Flaven-Pouchon et al. 2014**) comme suit : 
$$IPO = \frac{(\text{nombre d'œufs sur un milieu traité}) - (\text{nombre d'œufs sur milieu témoin})}{(\text{nombre d'œufs sur le milieu traité}) + (\text{nombre d'œufs sur le milieu témoin})}$$
. Théoriquement il varie entre -1 (grande aversion pour le produit) et +1 (grande attraction pour le produit).

# Résultats

### 3. Résultats

#### 3.1. Effet de *D.maritima* sur la mortalité et le développement de *D.melanogaster* :

##### 3.1.1. Effet de l'extrait éthanolique de *D. maritima*:

Le tableau 1 illustre l'évolution des taux de mortalité chez *D. melanogaster* en fonction du temps d'exposition en utilisant les différentes concentrations des extraits issus de la macération de *D. maritima* dans l'éthanol. Les résultats montrent que les extraits éthanoliques de *D.maritima* agissent sur la durée de développement larvaire et sur la mortalité des larves en fonction des concentrations appliquées.

Après correction des taux de la mortalité observée, nous avons enregistré aucun taux de mortalité au 2<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> jour du traitement avec la concentration 0,12µg/ml ; par contre, nous avons enregistré des taux de mortalité de 60% au 10<sup>ème</sup> jour et allant jusqu'à 100% après 15 jours de traitement avec la plus faible concentration (0,12 µg/ml) (**Tab. 1**).

Pour de la concentration 0,25 µg/ml, quand on traite les larves de L2 de *D. melanogaster* les taux de mortalité enregistrés arrivent à 90% au 10<sup>ème</sup> jour et jusqu'à 100% au 15<sup>ème</sup> jour de traitement (**Tab.1**).

Lorsque nous augmentons la concentration à 0,5µg/ml, les taux de la mortalité obtenus sont de 0 % au 2<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 100% après 15 jours, avec des valeurs intermédiaires au 10<sup>ème</sup> jour (**Tab. 1**).

Les trois concentrations utilisées présentent une forte activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours après le traitement) (**Tab.1**). Il existe des différences très hautement significatives entre les taux de mortalité enregistrée en fonction des concentrations et des temps d'exposition ( $p$ : 0,001 ; 0,003 ; 0,000) (**Tab. 1**).

**Tableau 1 : Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait éthanolique de *D.maritima***

	0,12 µg/ml	0,25 µg/ml	0,5µg/ml	F <sub>obs</sub>	p
<b>2j</b>	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
<b>5j</b>	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
<b>10j</b>	10,00%	13,75%	13,75%	<b>2,37</b>	<b>0,000***</b>
<b>15j</b>	100,00%	100,00%	100,00%	-	-
<b>F<sub>obs</sub></b>	<b>10,99</b>	<b>8,37</b>	<b>16,40</b>		
<b>p</b>	<b>0,001***</b>	<b>0,003**</b>	<b>0,000***</b>		

(\* : Significatif, \*\* : Hautement significatif, \*\*\* : Très hautement significatif)

**Les paramètres toxicologiques:**

Les taux de mortalité des larves sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 2A**). La concentration létale de 50% atteint 0,35µg/ml à 10 jours d'exposition (**Tab. 2A**). 90% des larves meurent avec la concentration de 0,25µg/ml au bout de 10 jours (**Tab .2A**).

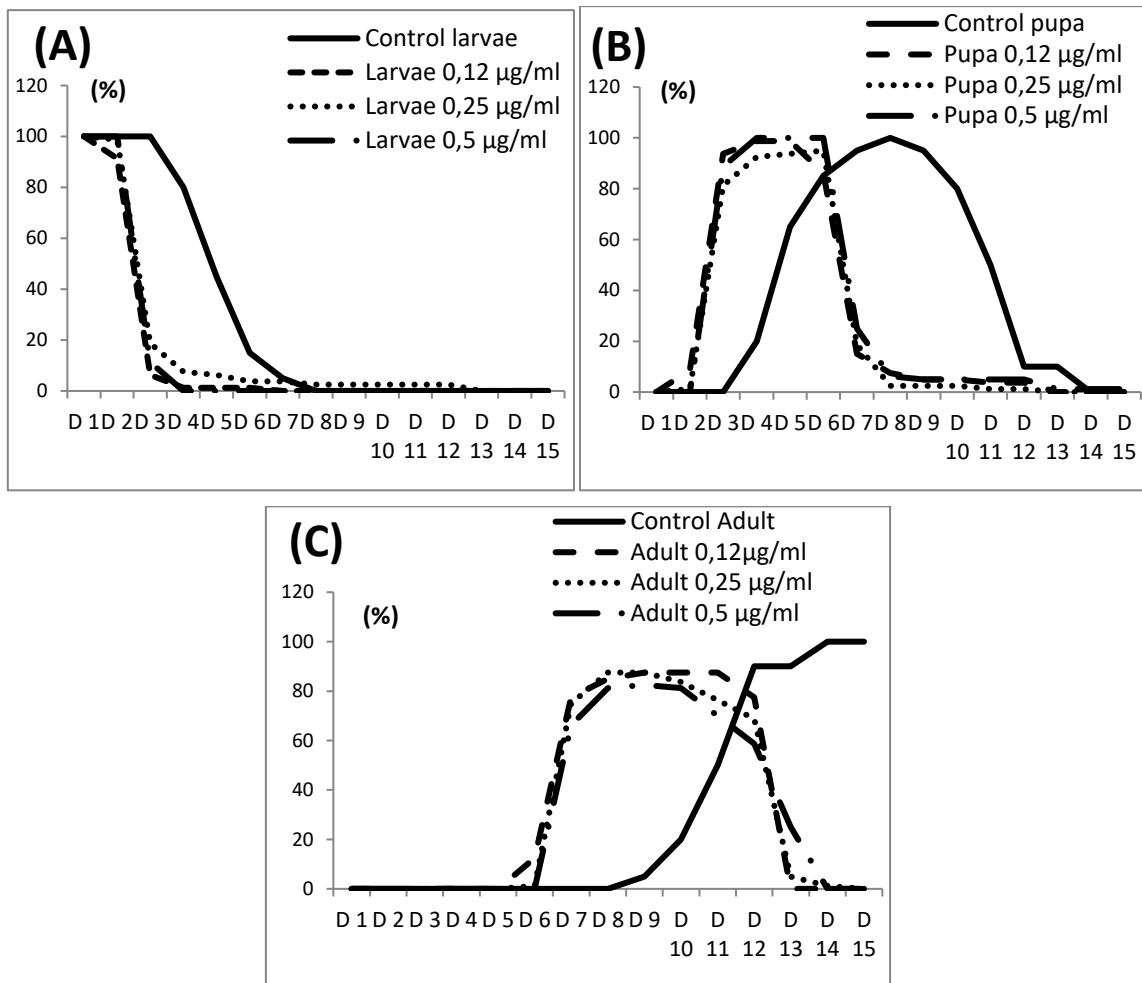
Pour les temps létaux, les résultats montrent qu'il existe une forte corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des larves aux extraits de la plante (**Tab. 2B**). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 10,79 jours pour la faible concentration (0,12 µg/ml) et de 9,33 jours pour les deux concentrations (0,25 et 0,5 µg/ml). Le TL90% atteint 12,88 jours pour la plus forte concentration (**Tab. 2B**).

**Tableau 2:Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits éthanolique de *D.maritima* sur les larves L<sub>2</sub> de *D. melanogaster***

(**A:** temps d'exposition des larves, **B:** concentrations utilisées, **y:**probits des taux de mortalités, **X:** le logarithme décimal des concentrations et/ou des temps).

A									
	Droite de régression	CL <sub>50%</sub>	CL <sub>90%</sub>	CL <sub>84%</sub>	CL <sub>16%</sub>	SLOPE	∫cl <sub>50%</sub>	lim.Inf	lim.Sup
<b>10 jours</b>	Y=6,05+2,29X (R=0,87)	0,35	1,25	0,95	0,12	2,82	1,20	0,291	0,421
B									
	Droite de régression	TL <sub>50%</sub>	TL <sub>90%</sub>	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	∫TL <sub>50%</sub>	lim, Inf	lim,Sup
<b>0,12 µg/ml</b>	Y=-3,98+8,72X(R=0,87)	10,79	14,79	13,8	8,12	1,30	1,049	10,29	11,31
<b>0,25 µg/ml</b>	Y=-4,14+9,37X(R=0,90)	9,33	12,88	12,02	7,24	1,29	1,046	8,92	9,76
<b>0,5 µg/ml</b>	Y=-4,14+9,37X(R=0,90)	9,33	12,88	12,02	7,24	1,29	1,046	8,92	9,76

*D. maritima* agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une l'accélération dans la croissance des larves en pupes et ce pour les trois concentrations. Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 80% de la population traitée avec les extraits éthanolique de *D.maritima* atteint le stade adulte (**Fig. 28**).



**Figure 31. Effet de l'extrait ethanologique de *D. maritima* sur le développement de *D. melanogaster***

(A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes)

### 3.1.2. Effet de l'extrait aqueux de *D. maritima*:

Le tableau 3 illustre l'évolution des taux de mortalité chez *D. melanogaster* en fonction du temps d'exposition en utilisant les différentes concentrations des extraits issus de la décoction de *D. maritima*. Les résultats montrent que les extraits aqueux de *D. maritima* agissent sur la durée de développement larvaire et sur la mortalité des larves en fonction des concentrations appliquées.

Après correction des taux de la mortalité observée, nous avons enregistré aucun taux de mortalité au 2<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> jour du traitement avec la concentration 0,10µg/ml ; par contre nous avons enregistré des taux de mortalité de 60% au 10<sup>ème</sup> jour et allant jusqu'à 100% après 15 jours de traitement avec la plus faible concentration 0,10 µg/ml (**Tab. 3**).

Quand on traite les larves de L2 de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 0,20 µg/ml les taux de mortalité enregistrés arrivent à 90% au 10<sup>ème</sup> jour et jusqu'à 100% au 15<sup>ème</sup> jour de traitement (**Tab. 3**).

Les taux de la mortalité obtenus par la concentration 0,40µg/ml sont de 0 % au 2<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 100% après 15 jours. Avec des valeurs intermédiaires au 10<sup>ème</sup> jour (**Tab. 3**).

Les trois concentrations utilisées présentent une forte activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours après le traitement) (**Tab.3**). On arrive à tués 100% de la population après 15 jours de traitement (**Tab.3**). Il existe des différences très hautement significatives entre les taux de mortalité enregistrée en fonction des concentrations et des temps d'exposition ( $p: 0,007 ; <0,0001 ; <0,0001$ ) (**Tab. 3**).

**Tableau 3 : Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de *D.maritima***

	0,10 µg/ml	0,20 µg/ml	0,40µg/ml	F <sub>obs</sub>	p
2j	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
5j	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
10j	33,75%	72,50%	67,50%	1,279	0,324
15j	100,00%	100,00%	100,00%	-	-
F <sub>obs</sub>	6,710	3,337	146,865		
p	0,007*	<0,0001***	<0,0001***		

#### Les paramètres toxicologiques:

Les taux de mortalité des larves sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 4A**). La concentration létale de 50% atteint  $7,07 \times 10^{-3}$  µg/ml à 10 jours d'exposition (**Tab. 4A**). 90% des larves meurent avec la concentration de  $2,69 \times 10^{-5}$  µg/ml au bout de 10 jours (**Tab. 4A**).

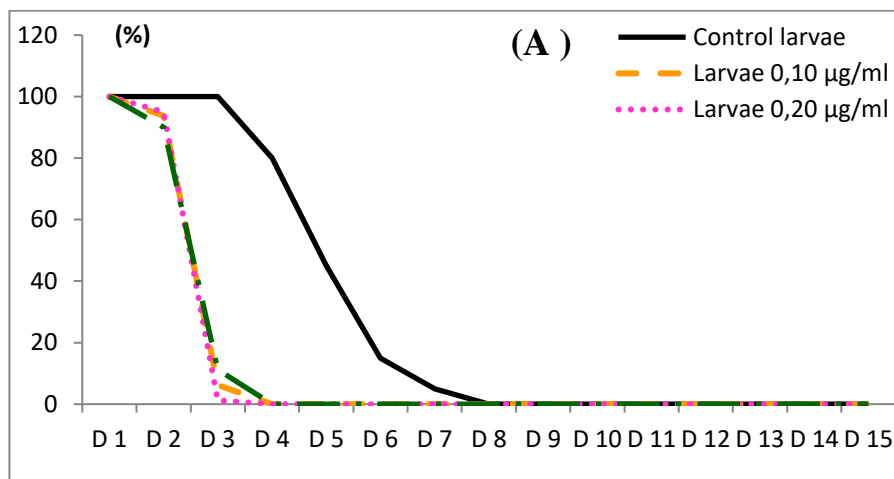
Pour les temps létaux, les résultats montrent qu'il existe une forte corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des larves aux extraits de la plante (**Tab. 4B**). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 9,77 jours pour la faible concentration (0.10 µg/ml) et de 9, 12 jours pour la forte concentration (0,40 µg/ml). Le TL90% atteint 13,48 jours pour la plus faible concentration (0,10 µg/ml) et de 12,30 jours pour les deux concentrations (0,20 et 0,40 µg/ml) (**Tab. 4B**).

**Tableau 4: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de *D.maritima* sur les larves L<sub>2</sub> de *D. melanogaster***

(A: temps d'exposition des larves, B: concentrations utilisées, y: probits des taux de mortalités, X: le logarithme décimal des concentrations et/ou des temps).

A									
	Droite de régression	CL <sub>50%</sub>	CL <sub>90%</sub>	CL <sub>84%</sub>	CL <sub>16%</sub>	SLOPE	fcl <sub>50%</sub>	Lim.Inf	Lim.Sup
10 jours	Y=5,41-0,19X (R=0,79)	7,07x 10 <sup>-3</sup>	2,69x 10 <sup>-5</sup>	0,95	0,12	0,025	0,51	0,013	3,605x10 <sup>-3</sup>
B									
	Droite de régression	TL <sub>50%</sub>	TL <sub>90%</sub>	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	fTL <sub>50%</sub>	Lim.Inf	Lim.Sup
0,10 µg/ml	Y=-4,08+9,12X (R=0,89)	9,77	13,48	12,58	7,58	1,28	1,045	9,34	10,209
0,20 µg/ml	Y=-4,20+9,59X (R=0,90)	8,91	12,30	12,88	7,07	1,35	1,055	8,44	9,400
0,40 µg/ml	Y=-4,18+9,53X (R=0,90)	9,12	12,30	11,48	7,07	1,26	1,042	8,75	9,503

*D. maritima* agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une l'accélération dans la croissance des larves en pupes et ce pour les trois concentrations. Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 10% de la population traitée avec les extraits aqueux de *D.maritima* n'atteint pas le stade adulte (**Fig. 29**)



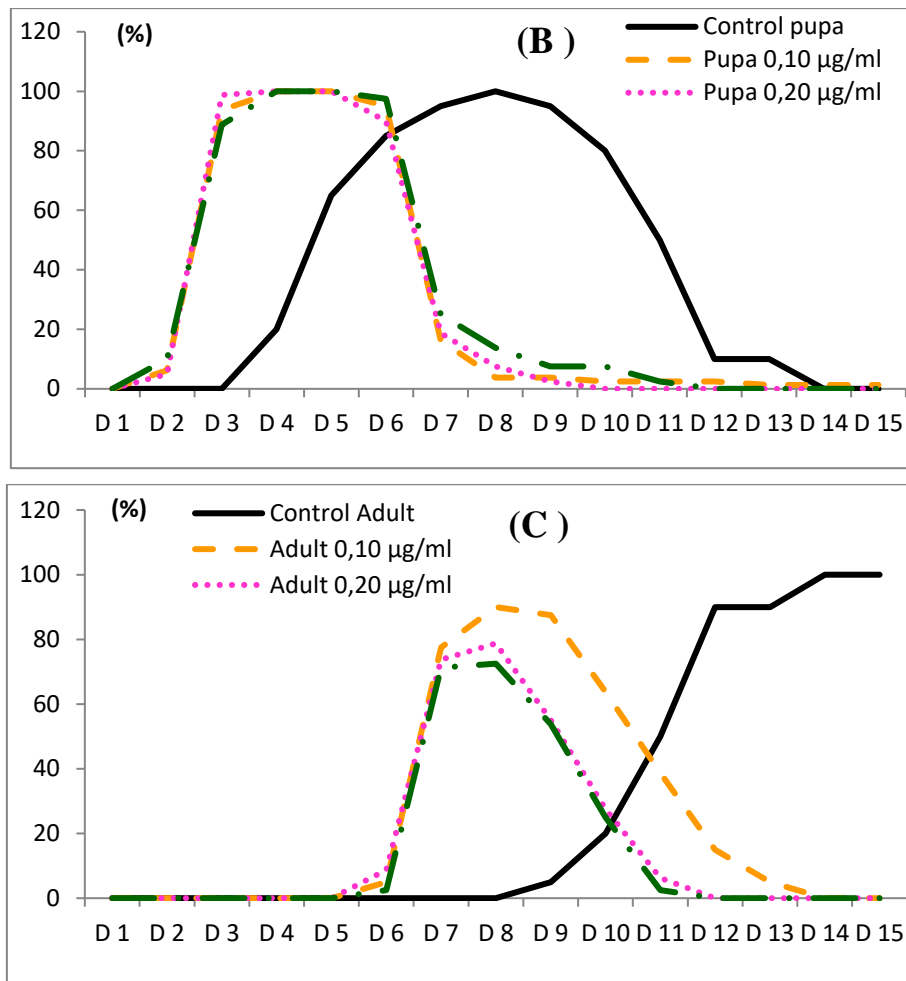


Figure 32. Effet de l'extrait aqueux de *D. maritima* sur le développement de *D. melanogaster* (A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes)

### 3.2. Effets de *D. maritima* sur le comportement alimentaire des larves L3 de *D. melanogaster*

#### 3.2.1. Effet de l'extrait éthanolique de *D. maritima* : (0,12 µg/ml)

##### ➤ Attraction des larves témoins et traités :

##### - Le 1<sup>er</sup> choix

Au début du test, nous avons remarqué que 48% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 46% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 6% des larves font leurs choix et seulement 12% des larves ne sont pas attirées. Pour les larves traitées, durant les premiers minutes du test, nous avons observé que 28% des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 52% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 20% de ces derniers ne font pas leur choix (Tab.5).

En ce qui concerne l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 98% des larves témoins sont attirées et 2% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. Pour l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 96% des larves traitées sont attirées et seulement 4% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.5**).

Concernant le choix entre les deux milieux traités, 98% des larves témoins font leurs choix et seulement 2% des larves ne sont pas attirées, et 76% des larves traitées font leurs choix par contre 24% de ces dernières ne sont pas attirées (**Tab.5**).

**Tableau 5: Le premier choix d'attractivité des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *D.maritima*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	48%	-	96%	28%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	46%	98%	-	52%	76%
<b>Aucun choix</b>	2%	6%	2%	4%	20%	24%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

**-Au bout de 30min du test:**

Durant les 30 premières minutes du test, nous avons remarqué que 44% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 40% d'entre elles sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 16% de ces derniers ne font pas leur choix. L'observation des larves traitées avec l'extrait de *D.maritima*, nous avons remarqué que 44% des larves sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 28% des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 28% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.6**).

Concernant l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 88% des larves témoins sont attirées et 12% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. Pour l'attraction des larves traitées par les milieux témoins, 80% des larves témoins sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et seulement 20% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab.6**).

Concernant le choix entre deux milieux traités, 78% des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 22% des larves ne sont pas attirées, et 84% des

larves témoins font leurs choix, par contre seulement 16% de ces dernières ne sont pas attirées (Tab.6).

**Tableau 6: Choix après 30 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *D.maritima*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	88%	44%	-	80%	44%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	40%	84%	-	28%	78%
<b>Aucun choix</b>	12%	16%	16%	20%	28%	22%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

**-Au bout de 60min du test :**

Au bout d'une heure d'observation, nous avons remarqué que 48% des larves témoins de *D.melanogaster* ont choisis le milieu témoin et seulement 38% des larves ont choisis le milieu traité avec l'extrait de *D.maritima* cependant, 14% de ces derniers ne font pas leur choix. Par contre, 44% des larves traitées par l'extrait de *D.maritima* ont choisis le milieu traité, 20% sont attirées par le milieu témoin, et 36% de ces derniers ne font pas leur choix (Tab.7).

Concernant l'observation du choix des larves témoins entre les deux milieux témoins après 60 minutes, 98% des larves témoins préfèrent le milieu témoin tandis que 2% des larves témoins ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. Pour le choix des larves traitées à 60 minutes pour les deux odeurs témoins, 74% des larves font un choix et uniquement 26% d'entre elles ne font pas leur choix (Tab.7).

En observant le choix entre les deux milieux traités 92% des larves témoins font leurs choix pour le milieu de culture testé et 8% des larves témoins ne font pas leur choix lors de ce test, 50% des larves traitées font leurs choix tandis que 50% de ces larves ne font pas leur choix (Tab.7).

**Tableau 7: Choix après 60 minutes des larves témoins et traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *D.maritima*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	48%	-	74%	44%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	38%	92%	-	20%	50%
<b>Aucun choix</b>	2%	14%	8%	26%	36%	50%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Le temps de détection :**

À la présence de deux odeurs différentes (témoin vs traitée), les larves témoins se déplacent plus rapidement vers le milieu témoin avec  $167,458 \pm 36,552$  secondes en minimum de 28 et en maximum de 744, et plus lentement vers le milieu traité avec l'extrait éthanolique de *D.maritima* en moyenne de  $315,826 \pm 76,669$  secondes avec un minimum de 27 et un maximum de 1435 ( $F_{\text{obs}}=4,216$ ;  $p = 0,001$ ) (**Tab.8**).

En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne  $445,385 \pm 111,352$  et  $651,000 \pm 156,469$  secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à l'extrait éthanolique de *D.maritima* ( $0,12 \mu\text{g/ml}$ ) ( $F_{\text{obs}} = 1,063$  ;  $p = 0,860$  non significative) (**Tab. 8**).

Une fois les larves témoins sont en exposition aux mêmes sources odorantes (témoin vs témoin ou traitée vs traitée), l'attraction est plus rapide pour leur milieu de développement initial avec  $180,778 \pm 20,450$  secondes en moyenne ( $F_{\text{obs}}=17,07$  ;  $p=0,000$ ), en outre, elles mettent entre moins de  $234,182 \pm 52,009$  secondes pour localiser l'odeur témoin ( $F_{\text{obs}}=1,774$  ;  $p=0,186$ ) (**Tab.8**).

Cependant, elles mettent plus de  $202,520 \pm 37,914$  secondes pour détecter l'odeur provenant du milieu traité ( $F_{\text{obs}}=3,164$  ;  $p = 0,007$ ), et  $411,913 \pm 111,317$  secondes pour l'odeur traitée ( $F_{\text{obs}}=1,267$  ;  $p=0,659$ ), lorsqu'on utilise deux milieux similaires dans l'acène du test (**Tab. 8**).

**Tableau 8: Le temps de détection chez les larves témoins et traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de *D.maritima*].**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P	
	Larves témoins	Témoin X Traité ( <i>D.m</i> )	Milieu témoin	24	167,458±36,552	28,000	744,000	32064,955	4,216	0,001**
Milieu traité ( <i>D.m</i> )			23	315,826±76,669	27,000	1435,000	135196,059			
Témoin X Témoin		A	9	180,778±20,450	108,000	256,000	3763,944	17,07	0,000***	
		B	30	225,233±46,283	39,000	1054,000	64264,047			
Traité ( <i>D.m</i> ) X Traité ( <i>D.m</i> )		A	24	354,833±68,825	37,000	1100,00	113683,884	3,164	0,007**	
		B	25	202,520±37,914	24,000	795,000	35935,927			
Larves traitées		Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
		Témoin X Traité ( <i>D.m</i> )	Milieu témoin	14	651,000±156,469	15,000	1681,000	342754,615	1,063	0,860
	Milieu traité ( <i>D.m</i> )		26	445,385±111,352	11,000	1720,000	322378,406			
	Témoin X Témoin	A	22	234,182±52,009	11,000	955,000	59509,299	1,774	0,186	
		B	26	297,654±63,724	36,000	1309,000	105578,155			
	Traité ( <i>D.m</i> ) X Traité ( <i>D.m</i> )	A	15	440,667±122,455	21,000	1326,000	224928,238	1,267	0,659	
		B	23	411,913±111,317	25,000	1576,000	285002,538			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P p-value unilatérale:]

➤ **Le temps passé dans chaque milieu :**

On enregistre que les larves témoins passent 1424,760±103,078, secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins en minimum de 102 et un maximum de 1772 secondes. Alors que ces asticots mettent 1360,652±94,302secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 247 et un maximum de 1773 secondes à la présence des deux odeurs différents (F<sub>obs</sub>= 1,299 ; p=0,541 ) (Tab. 9).

Pour le temps passé dans le milieu qui contient des papiers témoin et d'autre imbibés dans l'extrait éthanolique de *D.maritima*, les larves traitées passent 383,960±104,499 secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 19 et un maximum de 1789 secondes. Ces dernières mettent 559,250±83,202 secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 27 et un maximum de 1762secondes en présence des deux odeurs différents (F<sub>obs</sub>=1,232 ; p=0,578) (Tab.9).

Alors que les larves témoins passent plus de 1330,758±82,030 secondes dans le milieu témoin ( $F_{obs}=1,094$  ;  $p=0,863$ ), Tandis que les larves traités passent plus de 979,897±118,750 secondes dans le milieu témoin ( $F_{obs}=1,163$  ;  $p=0,693$ ) (**Tab. 9**).

Pour le milieu traités par l'extrait éthanolique de *D.maritima*, les larves témoins passent plus de 1214,179±103,793 secondes ( $F_{obs}=2,046$  ;  $p=0,072$ ), et plus de 533,444±116,012 secondes dans le milieu traités ( $F_{obs}=1,052$  ;  $p=0,920$ ), pour les larves traités par l'extrait éthanolique de *D.maritima* (**Tab.9**).

**Tableau 9: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins et traitées par l'extrait éthanolique de *D.maritima*.**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P	
	Larves témoins	Témoin X Traité ( <i>D.m</i> )	Milieu témoin	25	1424,760±103,078	102,000	1772,000	265627,440	1,299	0,541
Milieu traité ( <i>D.m</i> )			23	1360,652±94,302	247,000	1773,000	204536,328			
Témoin X Témoin		A	19	1379,947±103,375	290,000	1767,000	203039,608	1,094	0,863	
		B	33	1330,758±82,030	52,000	1791,000	222056,002			
Traité ( <i>D.m</i> ) X Traité ( <i>D.m</i> )		A	27	1307,963±73,896	301,000	1756,000	147436,345	2,046	0,072*	
		B	28	1214,179±103,793	31,000	1765,000	301644,078			
Larves traités		Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
		Témoin X Traité ( <i>D.m</i> )	Milieu témoin	25	383,960±104,499	19,000	1789,000	273003,040	1,232	0,578
	Milieu traité ( <i>D.m</i> )		32	559,250±83,202	27,000	1762,000	221521,290			
	Témoin X Témoin	A	28	883,679±130,350	8,000	1668,000	475754,893	1,163	0,693	
		B	29	979,897±118,750	21,000	1689,000	408947,739			
	Traité ( <i>D.m</i> ) X Traité ( <i>D.m</i> )	A	21	612,810±128,265	22,000	1670,000	345492,462	1,052	0,920	
		B	27	533,444±116,012	7,000	1707,000	363389,872			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P p-value unilatérale.]

➤ **Pupation des larves témoins et traités :**

Concernant l'observation de la pupation des larves témoins en présence du milieu témoin et traité en même temps nous avons noté que 24% des larves choisissent le milieu témoin tandis que 14% choisit la pupation dans le milieu traité, par contre 62% de ces derniers ne font pas leur choix en présence du milieu témoin et traité en même temps. **(Tab.10)**. L'observation de la pupation des larves traitées après les tests du comportement alimentaire a montré que 20% des larves font leurs choix pour le milieu témoin et 30% pour le milieu traité, par contre 50% de ces derniers ne font pas leur choix entre les deux milieux témoin et traité. **(Tab.10)**.

Pour l'observation de choix de la pupation des larves traitées entre les deux milieux témoins, 10% des larves témoins ont marqué la présence de leur pupes sur les papiers imbibés des milieux de culture témoins et 90% d'entre elles ne font pas leur choix quand les deux milieux sont témoins, 4% d'entre eux ont marqué la présence de leur pupes sur les milieux témoins et 96% ne font aucun choix. **(Tab.10)**.

Pour la pupation dans les boites contenant deux milieux traités, 36% des larves témoins ont choisis la pupation dans le milieu de culture testé comme on note l'absence de 64% de pupes après ces tests, En ce qui concerne l'observation de la pupation des larves traitées au niveau des arènes contenant deux milieux traités 24% ont marqué la présence de leur pupes dans les milieux traités et 76% ne font aucun choix. **(Tab.10)**.

**Tableau 10: Pupation des larves témoins & traités vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *D.maritima*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	10%	24%	/	4%	20%	/
<b>Milieu Traité</b>	/	14%	36%	/	30%	24%
<b>Aucun choix</b>	90%	62%	64%	96%	50%	76%

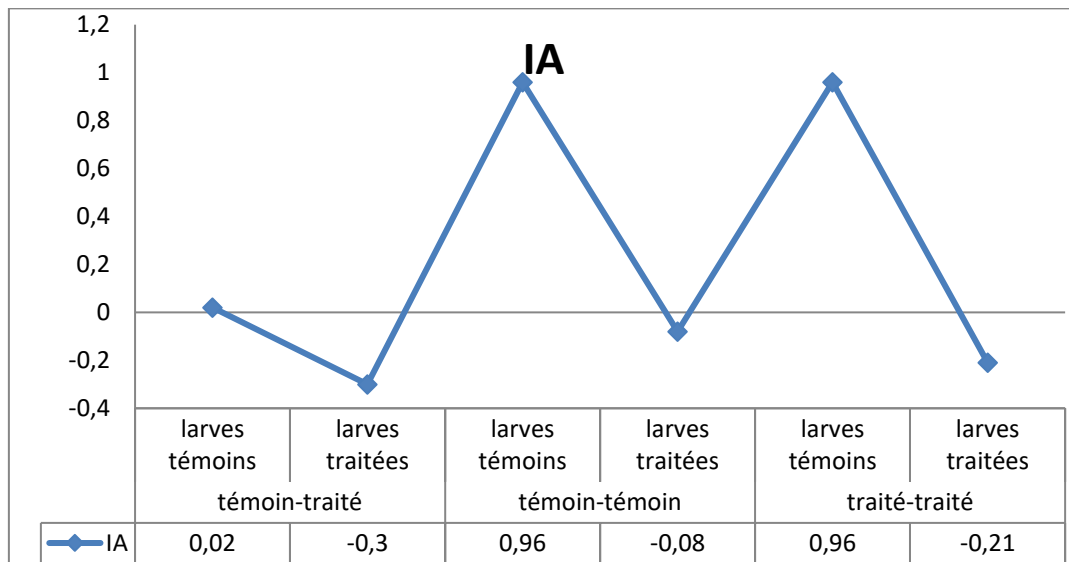
[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Indice d'attraction**

Le calcul de l'indice d'attraction (IA) confirme les résultats obtenus dans le tableau précédant et montre des valeurs positives qui indique que les larves témoins présentent un effet attractif envers l'odeur du milieu traité par l'extrait éthanolique de *D.maritima* **(Tab.11)**

**Tableau 11: L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait éthanolique de *D.maritima*.**

Milieu	témoin-traité		témoin-témoin		traité-traité	
	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées
<b>IA</b>	+0,02	-0,3	0,96	-0,08	0,96	-0,21



**Figure 33. Représentation graphique le l'indice d'attraction des larves de *D.melanogaster* (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait éthanolique de *D.maritima*.**

### 3.2.2. Effet de l'extrait aqueux : (0,89 µg/ml)

➤ **Attraction des larves témoins et traités :**

**- Au bout du 1er choix**

Au début du test, nous avons remarqué que 38% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 54% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 6% des larves font leurs choix et seulement 8% des larves ne sont pas attirées (**Tab.12**). Durant les premiers minutes du test, nous avons observé aussi que 54% des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 40% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 6% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.12**).

En ce qui concerne l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 98% des larves témoins sont attirées et 2% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins, alors que 88% des larves traitées

sont attirées et seulement 12% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. (Tab.12).

Concernant le choix entre les deux milieux traités, 98% des larves témoins et traités font leurs choix et 2% des larves ne sont pas attirées (Tab.12).

**Tableau 12: Le premier choix d'attractivité des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *D.maritima*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	38%	-	88%	54%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	54%	98%	-	40%	98%
<b>Aucun choix</b>	2%	8%	2%	12%	6%	2%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

**-Au bout de 2ème choix (Après 30min):**

Durant les 30 premières minutes du test, nous avons remarqué que 30% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 36% d'entre elles sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 34% de ces derniers ne font pas leur choix. (Tab.13). Tandis que 54% des larves traitées avec l'extrait de *D.maritima* sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 40% des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 6% de ces derniers ne font pas leur choix. (Tab.13).

Concernant l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 95% des larves témoins sont attirées et 5% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. (Tab.13). Pour l'observation de l'attraction des larves traitées par les milieux témoins, 78% des larves témoins sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et seulement 22% d'entre elles ne font pas leur choix. (Tab.13).

Concernant le choix entre deux milieux traités, 36% des larves témoins font leurs choix et 64% des larves ne sont pas attirées, et 86% des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 14% des larves ne sont pas attirées. (Tab.13).

**Tableau 13: Choix après 30 minutes des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *D.maritima*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	95%	30%	-	78%	54%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	36%	36%	-	40%	86%
<b>Aucun choix</b>	5%	36%	64%	22%	6%	14%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

**-Au bout de 3ème choix (Après 60min) :**

Au bout d'une heure d'observation, nous avons remarqué que 26% des larves témoins de *D.melanogaster* ont choisis le milieu témoin et 24% des larves ont choisis le milieu traité avec l'extrait de *D.maritima* cependant, 50% de ces derniers ne font pas leur choix. (Tab.14). Alors que 44% des larves traitées par l'extrait de *D.maritima* ont choisis le milieu traité et 24% sont attirées par le milieu témoin, par contre 32% de ces derniers ne font pas leur choix. (Tab.14).

Concernant l'observation du choix des larves témoins entre les deux milieux témoins après 60 minutes, 98% des larves témoins préfèrent le milieu témoin tandis que 2% des larves témoins ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. (Tab.14). Pour le choix des larves traitées 74% des larves font un choix et uniquement 26% d'entre elles ne font pas leur choix. (Tab.14).

Observant le choix entre les deux milieux traités seulement 52% des larves témoins font leurs choix pour le milieu de culture testé et 48% des larves témoins ne font pas leur choix lors de ce test. (Tab.14). En ce qui concerne le choix des larves traitées 64% des larves traitées font leurs choix tandis que 36% de ces larves ne font pas leur choix. (Tab.14).

**Tableau 14 : Choix après 60 minutes des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *D. maritima*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	26%	-	74%	44%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	24%	52%	-	24%	64%
<b>Aucun choix</b>	2%	50%	48%	26%	32%	36%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Le temps de détection :**

À la présence de deux odeurs différentes (témoin vs traitée), les larves témoins se déplacent plus rapidement vers le milieu traité avec  $333,148 \pm 81,382$  secondes en minimum de 33 et en maximum de 1712, et plus lentement vers le milieu témoin avec l'extrait aqueux de *D.maritima* en moyenne de  $425,316 \pm 106,340$  secondes avec un minimum de 26 et un maximum de 1367 ( $F_{\text{obs}}=1,201$ ;  $p = 0,655$ ) (**Tab.15**). En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne  $467,741 \pm 82,119$  et  $287,650 \pm 56,033$  secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à l'extrait aqueux de *D.maritima* ( $0,89 \mu\text{g/ml}$ ) ( $F_{\text{obs}} = 2,900$  ;  $p = 0,020$  significative) (**Tab.15**).

Une fois les larves témoins sont en exposition aux mêmes sources odorantes (témoin vs témoin ou traitée vs traitée), l'attraction est plus rapide pour leur milieu de développement initial avec  $180,778 \pm 20,450$  secondes en moyenne ( $F_{\text{obs}}=17,07$  ;  $p=0,000$ ). En outre, les larves traitées mettent entre moins de  $227,478 \pm 59,236$  secondes pour localiser l'odeur témoin ( $F_{\text{obs}}=1,700$  ;  $p=0,215$ ) (**Tab.15**).

Cependant, les larves témoins mettent plus de  $195,591 \pm 69,157$  secondes pour détecter l'odeur provenant du milieu traité ( $F_{\text{obs}}=1,665$  ;  $p = 0,237$ ), et  $245,259 \pm 56,079$  secondes pour l'odeur traitée ( $F_{\text{obs}}=2,775$  ;  $p=0,019$ ), lorsqu'on utilise deux milieux similaires dans l'acène du test (**Tab.15**).

**Tableau 15 : Le temps de détection chez les larves témoins en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin ; milieu traité à l'extrait aqueux de *D. maritima*].**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P	
	Larves témoins	Témoin X Traité ( <i>D.m</i> )	Milieu témoin	19	425,316±106,340	26,000	1367,000	214855,117	1,201	0,655
Milieu traité ( <i>D.m</i> )			27	333,148±81,382	33,000	1712,000	178823,362			
Témoin X Témoin		A	9	180,778±20,450	108,000	256,000	3763,944	17,07	0,000	
		B	30	225,233±46,283	39,000	1054,000	64264,047			
Traité ( <i>D.m</i> ) X Traité ( <i>D.m</i> )		A	22	195,591±69,157	29,000	1248,000	105220,634	1,665	0,237	
		B	27	299,111±80,545	14,000	1453,000	175160,718			
Larves traités		Témoin X Traité ( <i>D.m</i> )	Milieu témoin	27	467,741±82,119	15,000	1451,000	182073,507	2,900	0,020
			Milieu traité ( <i>D.m</i> )	20	287,650±56,033	29,000	842,000	62793,292		
	Témoin X Témoin	A	23	227,478±59,236	0,000	1022,000	80705,352	1,700	0,215	
		B	25	333,280±74,086	0,000	1239,000	137217,293			
	Traité ( <i>D.m</i> ) X Traité ( <i>D.m</i> )	A	27	245,259±56,079	0,000	1071,000	84911,584	2,775	0,019	
		B	18	586,722±114,421	0,000	1504,000	235657,742			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P : p-value unilatérale.]

➤ **Le temps passé dans chaque milieu :**

On enregistre que les larves témoins passent 419,300±79,237, secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins en minimum de 18 et un maximum de 1682 secondes. Alors que ces asticots mettent 309,800±63,987 secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 30 et un maximum de 1454 secondes à la présence des deux odeurs différents (F<sub>obs</sub>= 1,299 ; p=0,541 ) (**Tab.16**). Tandis que les larves traitées passent 672,275±98,826 secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 0 et un maximum de 1717 secondes. Ces dernières mettent 557,806±102,791 secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 0 et un maximum de 1698 secondes en présence des deux odeurs différents (F<sub>obs</sub>=1,027 ; p=0,941) (**Tab.16**).

Alors que les larves témoins passent plus de 1330,758±82,030 secondes dans le milieu témoin (F<sub>obs</sub>=1,094 ; p=0,863), tandis que les larves traitées passent plus de 834,581±108,063 secondes dans le milieu témoin (F<sub>obs</sub>=1,148 ; p=0,708) (**Tab.16**).

Pour les larves témoins elles passent plus de 516,821±81,285 secondes dans le milieu traité ( $F_{obs}=1,175$  ;  $p=0,624$ ) par l'extrait aqueux de *D.maritima*, et plus de 730,103±107,773 secondes dans le milieu traité ( $F_{obs}=1,880$  ;  $p=0,065$ ), par l'extrait aqueux de *D.maritima* pour les larves traitées (Tab.16).

**Tableau 16: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins & traitées**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
	Larves témoins	Témoin X Traité ( <i>D.m</i> )	Milieu témoin	30	419,300±79,237	18,000	1682,000	188353,045	1,314
Milieu traité ( <i>D.m</i> )			35	309,800±63,987	30,000	1454,000	143299,929		
Témoin X Témoin		A	19	1379,947±103,375	290,000	1767,000	203039,608	1,094	0,863
		B	33	1330,758±82,030	52,000	1791,000	222056,002		
Traité ( <i>D.m</i> ) X Traité ( <i>D.m</i> )		A	26	436,077±107,892	31,000	1747,000	302658,634	1,175	0,642
		B	39	516,821±81,285	31,000	1786,000	257683,888		
Larves traitées	Témoin X Traité ( <i>D.m</i> )	Milieu témoin	40	672,275±98,826	0,000	1717,000	390663,538	1,027	0,941
		Milieu traité ( <i>D.m</i> )	36	557,806±102,791	0,000	1698,000	380373,533		
	Témoin X Témoin	A	30	757,833±117,710	0,000	1753,000	415668,833	1,148	0,708
		B	31	834,581±108,063	0,000	1730,000	362007,718		
	Traité ( <i>D.m</i> ) X Traité ( <i>D.m</i> )	A	39	730,103±107,773	0,000	1771,000	452983,147	1,880	0,065
		B	35	371,686±82,966	0,000	1528,000	240915,339		

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P p-value unilatérale.]

➤ **Pupation des larves témoins et traités:**

Concernant l'observation de la pupation des larves témoins en présence du milieu témoin et traité en même temps nous avons noté que 10% des larves choisissent le milieu témoin tandis que 18% choisit la pupation dans le milieu traité, par contre 72% de ces derniers ne font pas leur choix en présence du milieu témoin et traité en même temps. (Tab.17). L'observation de la pupation des larves traitées après les tests du comportement alimentaire a montré que 8% des larves font leurs choix pour le milieu témoin et 24% pour le milieu traité, par contre 68% de ces derniers ne font pas leur choix entre les deux milieux témoin et traité. (Tab.17).

Pour l'observation de choix de la pupation des larves traitées entre les deux milieux témoins, 10% des larves témoins ont marqué la présence de leur pupe sur les papiers imbibés des milieux de culture témoins et 90% d'entre elles ne font pas leur choix quand les deux

milieux sont témoins, 26% des larves traitées ont marqué la présence de leur pupes sur les milieux témoins et 74% ne font aucun choix. et (Tab.17).

En ce qui concerne l'observation de la pupation des larves témoins au niveau des arènes contenant deux milieux traités, seulement 6% d'eux ont marqué la présence de leur pupes par contre 94% ne font aucun choix, et 14% des larves traitées ont marqué la présence de leur pupes dans les milieux traités et 86% ne font aucun choix. (Tab.17).

**Tableau 17: Pupation des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *D.maritima*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	10%	10%	/	26%	8%	/
<b>Milieu Traité</b>	/	18%	6%	/	24%	14%
<b>Aucun choix</b>	90%	72%	94%	74%	68%	86%

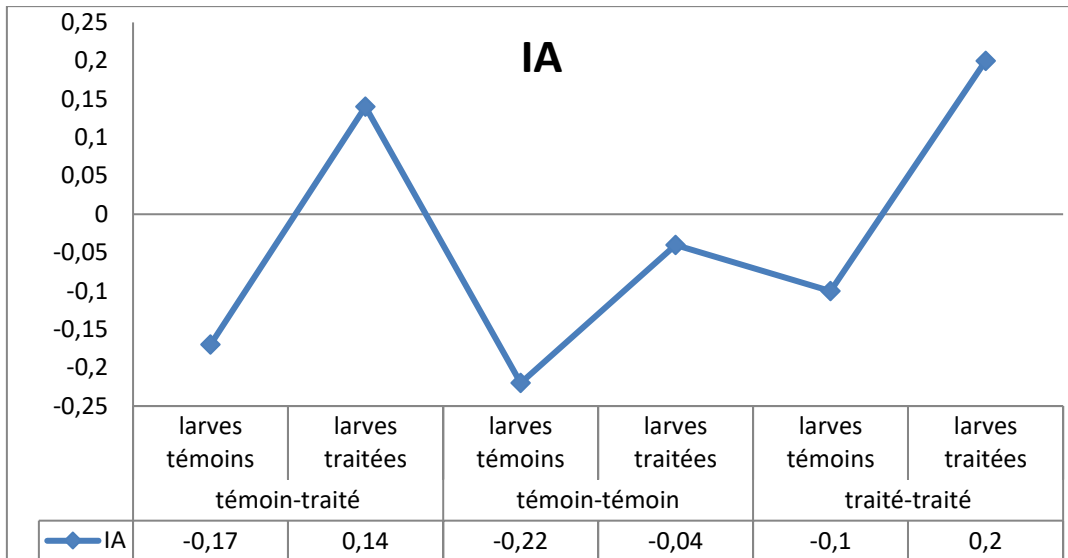
[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Indice d'attraction**

Le calcul de l'indice d'attraction (IA) confirme les résultats obtenus dans le tableau précédant et montre des valeurs positives qui indique que les larves témoins présentent un effet attractif envers l'odeur du milieu traité par l'extrait aqueux de *D.maritima* (Tab.18).

**Tableau 18 : L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait aqueux de *D. maritima*.**

Milieu	témoin-traité		témoin-témoin		traité-traité	
	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées
<b>IA</b>	-0,17	+0,14	-0,22	-0,04	-0,10	+0,20



**Figure 34.** Représentation graphique de l'indice d'attraction des larves de *D. melanogaster* (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait aqueux de *D. maritima*.

### 3.3. Effets de *D. maritima* sur le comportement sexuel des adultes de *D. melanogaster*

#### 3.3.1. Effet de l'extrait éthanolique de *D. maritima* (0,12 µg/ml) :

##### 3.3.1.1. Effet sur le taux de réussite d'accouplement :

Les résultats montrent que l'extrait éthanolique de *D. maritima*, administré à une concentration subléthale de 0,12 µg/ml, diminue le taux d'accouplements réussis chez la mouche et ce, quelle que soit le sexe traité au sein d'un couple (dyade) (Tab. 19). Le taux de réussite d'accouplement est de 100 % chez les témoins alors qu'il atteint 20% lorsque l'un des deux partenaires est traité avec la plante méditerranéenne (Tab. 19). Le taux des accouplements avortés (couples qui tentent de s'accoupler sans succès) est de 20 à 30% tandis que le nombre des accouplements nuls (ni tentative, ni accouplement) est plus important chez les couples traités (Tab. 19).

**Tableau 19 :** Effets du *D. maritima* (0,12µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de *D. melanogaster*

	% accouplement		
	réussi	avorté	nul
♂Tm x ♀Tm	100	0	0
♂Tm x ♀D.m	20	20	60
♂D.mx ♀Tm	20	25	55
♂D.mx ♀D.m	40	30	30

[Tm : Témoin ; D.m : *D. maritima*]

**3.3.1.2. Effet sur les différentes séquences conduisant à l'accouplement :**

➤ **Effet de *D.maritima* (0,12µg/ml) sur le temps du premier contact :**

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins, le temps du premier contact est d'une moyenne de 201,150 ± 30,910 secondes, avec un minimum de 45 secondes et un maximum de 541 secondes. Alors que chez les couples traités le temps moyen du premier contact est de 136,900 ± 50,275secondes dont le minimum est 0 secondes et le maximum est de 742 secondes (**Tab. 20**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles établissent le premier contact avec ses pattes antérieures de 0,000 à 972,000 secondes, avec une moyenne de 296,900±77,392secondes. Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de 229,950± 57,129 secondes avec un minimum de 0 secondes et un maximum de 892 secondes (**Tab.20**).La comparaison des variances montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps enregistrés( $F_{obs}=5,811$ ;  $p : 0,001$  )(**Tab. 20**).

**Tableau 20 : Temps du premier contact.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	201,150±30,910	296,900±77,392	229,950±57,129	136,900±50,275
<b>Var</b>	19108,766	119789,674	65273,313	50552,305
<b>Min</b>	45,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	541,000	972,000	892,000	742,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	5,811			
<b>P</b>	0,001**			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D.maritima* (0,12µg/ml) sur le nombre du premier attouchement :**

Chez les couples témoins, le nombre moyen du premier attouchement est de 3,000±0,653 attouchements, avec un minimum d'un attouchement et un maximum de 11 attouchements.Pour les couples traités le nombre moyen du premier attouchement est de 4,100± 1,367attouchements dont le minimum est 0 et le maximum est de 23 attouchements (**Tab. 21**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons noté que le nombre moyen du premier attouchement est de  $0,950 \pm 0,223$  attouchements, avec un minimum de 0 attouchement et un maximum de 3 attouchements. Les couples des mâles traités et des femelles témoins font jusqu'à 6 attouchements avec une moyenne de  $1,300 \pm 0,411$  attouchements (**Tab. 21**). L'analyse statique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre d'attouchement ( $F_{obs}=9,136$ ;  $p : <0,0001$ ) (**Tab. 21**).

**Tableau 21: Nombre d'attouchement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	3,000±0,653	0.950±0.223	1,300±0,411	4,100±1,367
<b>Var</b>	8,526	0.997	3,379	37,358
<b>Min</b>	1,000	0.000	0,000	0,000
<b>Max</b>	11,000	3.000	6,000	23,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	9,136			
<b>P</b>	$<0,0001^{***}$			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D.maritima* (0,12µg/ml) sur le temps de la première vibration :**

Pour le temps de la première vibration, les résultats obtenus indiquent que chez les couples témoins, les mâles fait vibrer avec ses ailes dans 51 à 541 secondes avec une moyenne de  $211,150 \pm 31,177$  secondes, Mais nous avons notés une diminution du temps de vibration lorsque les couples sont traités, qui mettent en moyenne  $262,000 \pm 86,472$  secondes dont le minimum est de 0 secondes et le maximum est de 1670 secondes (**Tab.22**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles prennent de 0 à 1620,000 secondes pour établir cette étape. Le temps devient moins important chez les couples lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins où nous avons enregistré un temps moyen de  $293,150 \pm 64,218$  secondes, avec un minimum de 0 secondes et un maximum de 893 secondes (**Tab.22**). L'étude statistique indique l'existence de différences hautement significatives entre les différents temps de vibrations enregistrés ( $F_{obs}=4,550$ ;  $p:0,006$ ) (**Tab.22**).

**Tableau 22: Temps de la première vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	211,150±31,177	509,350±98,319	293,150±64,218	262,000±86,472
<b>Var</b>	19440,134	193332,976	82479,818	149546,421
<b>Min</b>	51,000	0	0,000	0,000
<b>Max</b>	54,000	1620,000	893,000	1670,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	4,550			
<b>P</b>	0,006**			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D.maritima* (0,12µg/ml) sur le nombre de la première vibration :**

Chez les couples témoins, nous avons trouvé que le nombre de vibration est d'une moyenne de 14,050± 2,929 vibrations, alors qu'il est de 11,150 ± 3,081 vibrations chez les couples traitées (**Tab.23**). Contrairement aux couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées le nombre a diminué et atteint 17 vibrations, lorsque les mâles sont traitées et les femelles sont témoins avec une moyenne de 3,400 ± 1,473 vibrations avec un minimum de 0 vibrations et un maximum de 27 vibrations (**Tab.23**). Au seuil de signification  $\alpha= 0,05$ , la comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de vibration ( $F_{obs}= 9,631$ ;  $p : <0,0001$ ) (**Tab.23**).

**Tableau 23 : Nombre de vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	14,050±2,929	4,700±1,124	3,400	11,150±3,081
<b>Var</b>	171,524	25,274	1,473	189,818
<b>Min</b>	1,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	42,000	17,000	27,000	39,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	9,631			
<b>P</b>	<0,0001***			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité]

➤ **Effet de *D.maritima* (0,12µg/ml) sur le temps de premier léchage :**

Chez les couples témoins, les mâles lèchent les sécrétions des femelles après un temps moyen de 284,450± 33,620secondes et ce se fait dans 97,000 à 650,000 secondes, mais chez les couples traités, nous avons notés un temps moyen de 270,550± 97,666 secondes dont le minimum est de 0secondes et le maximum est de 1684 secondes (**Tab.24**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traités, nous avons enregistré un temps moyen de 471,550±135,753secondes avec un minimum de 0 secondes et maximum de

1735 secondes, alors que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de 0 à 1503,000 secondes (**Tab.24**). L'analyse statistique révèle qu'il existe des différences très hautement significatives entre les temps de premier léchage ( $F_{obs}=9,200$ ;  $p : <0,0001$ ) (**Tab.24**).

**Tableau 24: Temps du premier léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	284,450±33,620	471,550±135,753	353,250±98,629	270,550±97,666
<b>Var</b>	22606,682	368577,524	194553,355	190772,892
<b>Min</b>	97,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	650,000	1735,000	1503,000	1684,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	9,200			
<b>P</b>	<0,0001***			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D. maritima* (0,12µg/ml) sur le nombre de léchage :**

Nos résultats montrent que chez les couples témoins, le nombre de léchage est d'une moyenne de  $3,150 \pm 0,499$  léchage, avec un minimum de 1 léchage et maximum de 9 léchages, pour les couples traités on a une moyenne de  $4,150 \pm 1,418$  léchages dont le minimum est de 0 léchages et le maximum est de 18 léchages (**Tab. 24**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré une moyenne de  $1,550 \pm 0,478$  léchages, tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, le nombre de léchage est avec un minimum de 0 léchage et maximum de 7 léchages (**Tab. 25**). Nous avons enregistré qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de léchage observé ( $F_{obs}= 10,091$  ;  $p : <0,0001$ ) (**Tab. 25**).

**Tableau 25 : Nombre de léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	3,150±0,499	1,550±0,478	1,000±0,370	4,150±1,418
<b>Var</b>	4,976	4,576	2,737	40,239
<b>Min</b>	1,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	9,000	7,000	7,000	18,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	10,091			
<b>P</b>	<0,0001***			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D.maritima* (0,12µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement :**

Chez les couples témoins nous avons noté que le temps de la première tentative est d'une moyenne de 302,500±36,337 secondes, avec un minimum de 75 secondes et maximum de 650 secondes. Alors que lorsque les deux partenaires sont traités le temps moyen est de 307,450±108,753 secondes (**Tab. 26**). Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traités, le temps moyen de la première tentative est plus important, il est de 0 à 1680 secondes, avec une moyenne de 245,700± 102,638 secondes, par contre il est de 0 à 850 secondes lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins. L'analyse statistique montre qu'il existe des différences significatives entre les temps de tentatives ( $F_{obs}=3,925$ ;  $p : 0,012$ ) (**Tab. 26**).

**Tableau 26: Temps de la première tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	302,500±36,337	245,700±102,638	156,950±67,466	307,450±108,753
<b>Var</b>	26407,211	210689,695	91032,997	236542,261
<b>Min</b>	75,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	650,000	1680,000	850,000	1465,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	3,925			
<b>P</b>	0,012*			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D.maritima* (0,12µg/ml) sur le nombre de tentative d'accouplement :**

Les résultats de cet étude montrent que le nombre des tentatives effectuées par les mâles des couples témoins, affiche une moyenne 3,200± 0,506 tentatives dont le minimum est de 1 tentative et le maximum est de 9,000 tentatives. Pour les couples traités le nombre de tentatives est d'une moyenne de 2,400±1,278tentatives avec un minimum de 0 tentative et un maximum de 25 tentatives (**Tab.27**).

Chez les couples des mâles témoins et des femelles traitées, nous avons enregistrés de 0 à3 tentatives, avec une moyenne de 0,550± 0,198, mais chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins le nombre de tentative est de 0 à 4,000 tentatives, avec une moyenne de 0,450± 0,223tentatives (**Tab. 27**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences significatives entre le nombre de tentative ( $F_{obs}=3,975$ ;  $p : 0,011$ ) (**Tab. 27**).

**Tableau 27 : Nombre de tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	3,200±0,506	0,550±0,198	0,450±0,223	2,400±1,278
<b>Var</b>	5,116	0,787		32,674
<b>Min</b>	1,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	9,000	3,000	4,000	25,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	3,975			
<b>P</b>	0,011*			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D.maritima* (0,12µg/ml) sur le temps d'accouplement de *D.melanogaster*.**

L'accouplement est effectué dans 112 à 1335 secondes lorsque les deux partenaires sont témoins avec une moyenne de 485,150±64,382 secondes, quand les couples sont traités le temps d'accouplement est diminué avec une moyenne de 91,650 ±31,746 secondes et un minimum de 0 secondes et maximum de 467 secondes ; cela signifie que l'extrait éthanolique de la plante *D.maritima* a agit sur la fertilité de *D. melanogaster* (**Tab. 28**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles traités nous avons notés un temps moyen de 122,600±68,954 avec un minimum de 0 secondes et maximum de 1272 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps moyen de 122,750±62,777 secondes, dont le minimum est de 0 secondes et le maximum est de 981 secondes (**Tab.28**). L'étude statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre le temps d'accouplement ( $F_{obs}=1,155$ ;  $p:0,333$ ) (**Tab. 28**).

**Tableau 28 : Temps du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	<b>20</b>
<b>Moy ±SEM</b>	485,150±64,382	122,600±68,954	122,750±62,777	91,650±31,746
<b>Var</b>	82900,871	95093,095	78819,776	20156,029
<b>Min</b>	112,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	1335,000	1272,000	981,000	467,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	1,155			
<b>P</b>	0,333			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D.maritima* (0,12µg/ml) sur la durée d'accouplement de *D.melanogaster*.**

Chez les couples témoins, nous avons observé que la durée d'accouplement est d'une moyenne de 1058,100±93,620 secondes, alors que chez les couples traités, elle est plus moins que les autres croisements avec 0 secondes de minimum et 427 secondes de maximum (**Tab. 29**).

Les couples des mâles témoins et des femelles traitées, la durée moyenne de l'accouplement est de 0 à 1232 secondes, mais lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins, la durée est de 0 à 1171 secondes (**Tab. 29**). Nous avons enregistré qu'il existe différences hautement significatives entre la durée du premier accouplement ( $F_{obs}= 4,222$  ;  $p : 0,008$ ) (**Tab. 29**).

**Tableau 29: durée du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	1058,100±93.620	131,600±69,363	129,050±69,252	63,000±25,795
<b>Var</b>	175295,253	96223,832	95917,103	13307,895
<b>Min</b>	3,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	1625,000	1232,000	1171,000	427,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	4,222			
<b>P</b>	0,008**			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

**3.3.2. Effet de l'extrait aqueux :(0,89 µg/ml)**

**3.3.2.1. Effet sur le taux de réussite d'accouplement :**

Les résultats montrent que l'extrait ethanologique de *D.maritima*, administré à une concentration sublétales de 0,89 µg/ml, diminue le taux d'accouplementsréussis chez la mouche et ce, quelle que soit le sexe traité au sein d'un couple (dyade) (**Tab. 30**).Le taux de réussite d'accouplement est de 100 % chez les témoins alors qu'il atteint 20% lorsque l'un des deux partenaires est traité avec la plante méditerranéenne (**Tab. 30**). Le taux des accouplements avortés (couples qui tentent de s'accoupler sans succès) est de 20 à 30% tandis que le nombre des accouplements nuls (ni tentative, ni accouplement) est plus important chez les couples traités (**Tab. 30**).

**Tableau 30 : Effets du *D.maritima* (0,89µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de *D. menlanogaster***

	% accouplement		
	réussi	avorté	nul
♂Tm x ♀Tm	100	0	0
♂Tm x ♀ <i>D.m</i>	20	20	60
♂ <i>D.mx</i> ♀Tm	20	25	55
♂ <i>D.mx</i> ♀ <i>D.m</i>	50	20	30

[Tm : Témoin ; *D.m* : *D.maritima*]

**3.3.22. Effet sur les différentes séquences conduisant à l'accouplement :**

➤ **Effet de *D.maritima* (0,89µg/ml) sur le temps du premier contact :**

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins, le temps du premier contact est d'une moyenne de 201,150 ± 30,910 secondes, avec un minimum de 45 secondes et un maximum de 541 secondes. Alors que chez les couples traités le temps moyen du premier contact est de 126,300±44,735 secondes dont le minimum est 0 secondes et le maximum est de 742 secondes (**Tab. 31**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles établissent le premier contact avec ses pattes antérieures de 0,000 à 761,000 secondes, avec une moyenne de 247,150±64,619 secondes. Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de 224,050±58,247 secondes avec un minimum de 0 secondes et un maximum de 892 secondes (**Tab.31**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps enregistrés ( $F_{obs}=4,613$ ;  $p : 0,005$ ) (**Tab. 31**).

**Tableau 31 : Temps du premier contact.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	201,150±30,910	247,150±64,619	224,050±58,247	126,300±44,735
<b>Var</b>	19108,766	83512,239	67853,418	40024,958
<b>Min</b>	45,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	541,000	761,000	892,000	631,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	4,613			
<b>P</b>	0,005**			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D.maritima* (0,89µg/ml) sur le nombre du premier attouchement :**

Chez les couples témoins, le nombre moyen du premier attouchement est de 3,000±0,653 attouchements, avec un minimum d'un attouchement et un maximum de 11

attouchements. Pour les couples traités le nombre moyen du premier attouchement est de  $3,650 \pm 1,122$  attouchements dont le minimum est 0 et le maximum est de 19 attouchements (**Tab. 32**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons noté que le nombre moyen du premier attouchement est de  $1,250 \pm 0,289$  attouchements, avec un minimum de 0 attouchement et un maximum de 4 attouchements. Les couples des mâles traités et des femelles témoins font jusqu'à 6 attouchements avec une moyenne de  $1,200 \pm 0,395$  attouchements (**Tab. 32**). L'analyse statique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre d'attouchement ( $F_{obs}=6,749$ ;  $p : 0,000$ ) (**Tab. 32**).

**Tableau 32: Nombre d'attouchement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	3,000±0,653	1,250±0,289	1,200±0,395	3,650±1,122
<b>Var</b>	8,526	1,671	3,116	25,187
<b>Min</b>	1,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	11,000	4,000	6,000	19,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	6,749			
<b>P</b>	0,000***			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D.maritima* (0,89µg/ml) sur le temps de la première vibration :**

Pour le temps de la première vibration, les résultats obtenus indiquent que chez les couples témoins, les mâles fait vibrer avec ses ailes dans 51 à 541 secondes avec une moyenne de  $211,150 \pm 31,177$  secondes, Mais nous avons notés une diminution du temps de vibration lorsque les couples sont traités, qui mettent en moyenne  $295,850 \pm 125,083$  secondes dont le minimum est de 0 secondes et le maximum est de 2560 secondes (**Tab.33**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles prennent de 0 à 2510,000 secondes pour établir cette étape. Le temps devient moins important chez les couples lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins où nous avons enregistré un temps moyen de  $232,650 \pm 51,070$  secondes, avec un minimum de 0 secondes et un maximum de 630 secondes (**Tab.33**). L'étude statistique indique l'existence de différences hautement significatives entre les différents temps de vibrations enregistrés ( $F_{obs}=4,258$ ;  $p:0,008$ ) (**Tab.33**).

**Tableau 33: Temps de la première vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	211,150±31,177	617,800±161,451	232,650±51,070	295,850±125,083
<b>Var</b>	19440,134	521330,063	52163,082	312913,924
<b>Min</b>	51,000	0	0,000	0,000
<b>Max</b>	541,000	2510,000	630,000	2560,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	4,258			
<b>P</b>	0,008**			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité].

➤ **Effet de *D.maritima* (0,89µg/ml) sur le nombre de la première vibration :**

Chez les couples témoins, nous avons trouvé que le nombre de vibration est d'une moyenne de 14,050±2,929 vibrations, alors qu'il est de 8,450±2,356 vibrations chez les couples traitées (Tab.34).

Contrairement aux couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées le nombre a diminué et atteint 11 vibrations, lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins avec une moyenne de 2,750±0,891 vibrations avec un minimum de 0 vibrations et un maximum de 15 vibrations (Tab.34). Au seuil de signification  $\alpha=0,05$ , la comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de vibration ( $F_{obs}=11,743$ ;  $p<0,0001$ ) (Tab.34).

**Tableau 34 : Nombre de vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	14,050±2,929	3,950±0,769	2,750±0,891	8,450±2,356
<b>Var</b>	171,524	11,839	15,882	110,997
<b>Min</b>	1,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	42,000	11,000	15,000	33,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	11,743			
<b>P</b>	<0,0001***			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Effet de *D.maritima* (0,89µg/ml) sur le temps de premier léchage :**

Chez les couples témoins, les mâles lèchent les sécrétions des femelles après un temps moyen de 284,450±33,620 secondes et ce se fait dans 97,000 à 650,000 secondes, mais chez les couples traités, nous avons notés un temps moyen de 300,550±121,357 secondes dont le minimum est de 0 secondes et le maximum est de 2030 secondes (Tab.35).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traités, nous avons enregistré un temps moyen de  $761,350 \pm 232,782$  secondes avec un minimum de 0 secondes et maximum de 2646 secondes, alors que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de 0 à 2071,000 secondes (**Tab.35**). L'analyse statistique révèle qu'il existe des différences très hautement significatives entre les temps de premier léchage ( $F_{obs}=16,551$ ;  $p : < 0,0001$ ) (**Tab.35**).

**Tableau 35: Temps du premier léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	284,450±33,620	761,350±232,782	385,600±126,738	300,550±121,357
<b>Var</b>	22606,682	1083752,345	321249,200	294548,682
<b>Min</b>	97,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	650,000	2646,000	2071,000	2030,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	16,551			
<b>P</b>	<0,0001***			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D. maritima* (0,89µg/ml) sur le nombre de léchage :**

Nos résultats montrent que chez les couples témoins, le nombre de léchage est d'une moyenne de  $3,150 \pm 0,499$  léchage, avec un minimum de 1 léchage et maximum de 9 léchages, pour les couples traités on a une moyenne de  $3,250 \pm 0,965$  léchages dont le minimum est de 0 léchages et le maximum est de 12 léchages (**Tab. 36**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré une moyenne de  $1,600 \pm 0,461$  léchages, tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins est de  $1,200 \pm 0,360$ , le nombre de léchage est avec un minimum de 0 léchage et maximum de 6 léchages pour les deux croisements (**Tab.36**). Nous avons enregistré qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de léchage observé ( $F_{obs}= 7,423$  ;  $p : 0,000$ ) (**Tab. 36**).

**Tableau 36 : Nombre de léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	3,150±0,499	1,600±0,461	1,200±0,360	3,250±0,965
<b>Var</b>	4,976	4,253	2,589	18,618
<b>Min</b>	1,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	9,000	6,000	6,000	12,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	7,423			
<b>P</b>	0,000***			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *D.maritima* (0,89µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement :**

Chez les couples témoins nous avons noté que le temps de la première tentative est d'une moyenne de 302,500±36,337 secondes, avec un minimum de 75 secondes et maximum de 650 secondes. Alors que lorsque les deux partenaires sont traités le temps moyen est de 456,400±177,124 secondes (**Tab.37**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traités, le temps moyen de la première tentative est plus important, il est de 0 à 2550 secondes, avec une moyenne de 317,700±162,771 secondes, par contre il est de 0 à 666 secondes lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins. L'analyse statistique montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps de tentatives ( $F_{obs}=5,520$ ;  $p : 0,002$ ) (**Tab. 37**).

**Tableau 37: Temps de la première tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	302,500±36,337	317,700±162,771	130,350±52,748	456,400±177,124
<b>Var</b>	26407,211	529888,221	55646,029	627460,568
<b>Min</b>	75,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	650,000	2550,000	666,000	2356,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	5,520			
<b>P</b>	0,002**			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *D.maritima* (0,89µg/ml) sur le nombre de tentative d'accouplement :**

Les résultats de cet étude montrent que le nombre des tentatives effectuées par les mâles des couples témoins, affiche une moyenne 3,200± 0,506 tentatives dont le minimum est de 1 tentative et le maximum est de 9,000 tentatives. Pour les couples traités le nombre de

tentatives est d'une moyenne de  $2,400 \pm 1,278$  tentatives avec un minimum de 0 tentative et un maximum de 25 tentatives (Tab.38).

Chez les couples des mâles témoins et des femelles traitées, nous avons enregistré de 0 à 4 tentatives, avec une moyenne de  $0,700 \pm 0,252$ , mais chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins le nombre de tentative est de 0 à 3,000 tentatives, avec une moyenne de  $0,500 \pm 0,212$  tentatives (Tab. 38). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences significatives entre le nombre de tentative ( $F_{obs}=3,752$ ;  $p : 0,014$ ) (Tab. 38).

**Tableau 38 : Nombre de tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	20
<b>Moy ±SEM</b>	3.200±0.506	0.700±0,252	0.500±0,212	2,200±0,978
<b>Var</b>	5.116	1,274	0,895	19,116
<b>Min</b>	1.000	0.000	0.000	0.000
<b>Max</b>	9.000	4.000	3.000	19.000
<b>F<sub>obs</sub></b>	3,752			
<b>P</b>	0,014*			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *D.maritima* (0,89µg/ml) sur le temps d'accouplement de *D.melanogaster*.**

L'accouplement est effectué dans 112 à 1335 secondes lorsque les deux partenaires sont témoins avec une moyenne de  $485,150 \pm 64,382$  secondes, quand les couples sont traités le temps d'accouplement est diminué avec une moyenne de  $105,900 \pm 34,923$  secondes et un minimum de 0 secondes et maximum de 444 secondes ; cela signifie que l'extrait aqueux de la plante *D.maritima* a agit sur la fertilité de *D. melanogaster*. (Tab. 39).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles traités nous avons notés un temps moyen de  $150,050 \pm 108,558$  avec un minimum de 0 secondes et maximum de 2161 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps moyen de  $105,250 \pm 54,437$  secondes, dont le minimum est de 0 secondes et le maximum est de 752 secondes (Tab.39).

L'étude statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre le temps d'accouplement ( $F_{obs}=0,733$ ;  $p:0,535$ ) (Tab. 39).

**Tableau 39 : Temps du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	<b>20</b>
<b>Moy ±SEM</b>	485,150±64,382	150,050±108,558	105,250±54,437	105,900±34,923
<b>Var</b>	82900,871	235695,839	59268,303	24392,621
<b>Min</b>	112,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	1335,000	2161,000	752,000	444,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	0,733			
<b>P</b>	0,535			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *D.maritima* (0,89µg/ml) sur la durée d'accouplement de *D.melanogaster*.**

Chez les couples témoins, nous avons observé que la durée d'accouplement est d'une moyenne de 1058,100±93,620 secondes, alors que chez les couples traités est de 70,750±24,739, elle est plus moins que les autres croisements avec 0 secondes de minimum et 316 secondes de maximum (**Tab. 40**).

Les couples des mâles témoins et des femelles traitées, la durée moyenne de l'accouplement est de 0 à 1232 secondes, mais lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins, la durée est de 0 à 1171 secondes (**Tab. 40**). Nous avons enregistré qu'il n'existe pas des différences hautement significatives entre la durée du premier accouplement ( $F_{obs}= 2,040$  ;  $p : 0,115$ ) (**Tab. 40**).

**Tableau 40: durée du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	20	20	<b>20</b>
<b>Moy ±SEM</b>	1058,100±93,620	170,050±109,834	187,050±117,370	70,750±24,739
<b>Var</b>	175295,253	241270,576	275514,892	12239,987
<b>Min</b>	3,000	0,000	0,000	0,000
<b>Max</b>	1625,000	2141,000	2262,000	316,000
<b>F<sub>obs</sub></b>	2,040			
<b>P</b>	0,115			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

### 3.4. Effets de *D.maritima* sur le comportement d'oviposition des femelles de *D. melanogaster*

#### 3.4.1. Effet de l'extrait éthanolique de *D.maritima* (0.12µg/ml)

##### 3.4.1.1. Effet du le choix d'oviposition

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles témoins :**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples témoins sur le milieu témoin est d'avec  $19,300 \pm 2,812$  un minimum de 8 et un maximum de 56, par contre le nombre moyen d'œufs pondus à diminuer pour les couples dans le milieu traité. L'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les deux choix ( $p : 0,107$ ) (**Tab. 41**).

Les femelles de *D. melanogaster* témoins avec les extraits éthanolique de *Drimiamaritima* préfèrent le milieu témoin avec un maximum de 26 larves et une moyenne de  $14,200 \pm 1,607$  larves, tandis que un maximum de 21 larves dans le milieu traité et une moyenne de  $10,450 \pm 1,739$  (**Tab.41**), la comparaison des moyennes montre qu'il n'existe pas des différences significations entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,661$ ) (**Tab. 41**).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles témoins**

Les résultats montrent que les femelles témoins accouplés avec des mâles traités avec l'extrait éthanolique, peuvent pondre jusqu'à 25 œufs dans le milieu témoin avec une moyenne de  $9,650 \pm 1,595$  œufs et jusqu'à 13 œufs dans les milieux traitées avec le même extrait dont la moyenne de  $5,850 \pm 0,977$  œufs (**Tab. 41**). Cependant l'analyse statistique montre une différence significative entre les nombres de œufs ( $p : 0,050$ ) (**Tab. 41**).

Les femelles de *D. melanogaster* témoins couplés avec des mâles traités aux extraits éthanolique de *Drimia maritima* préfèrent le milieu traité et témoin avec un maximum de 15 larves et une moyenne de  $2,550 \pm 0,933$  larves (**Tab. 41**), l'analyse statistique montre aucune des différences significatives entre les choix d'oviposition établis ( $p : 1,000$ ) (**Tab. 41**).

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles traitées :**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles témoins et femelles traitées sur le milieu traité est de  $6,350 \pm 1,227$  œufs dont le maximum est de 21, tandis que celui déposé sur le milieu témoin est de  $6,050 \pm 1,327$  œufs dont le maximum est de 24 œufs (**Tab.**

41).Cependant l'analyse statistique par le test t de Studentne montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les choix établis ( $p : 0,789$ ) (**Tab.41**).

Les femelles de *D. melanogaster* traité couplés avec des mâles témoins aux extraits d'éthanolique *D. maritima* préfèrent le milieu témoin avec un maximum de 29 larves et une moyenne de  $4,700 \pm 1,659$  (**Tab. 41**) et jusqu'à 11 larves dans milieu traité avec une moyenne de  $2,700 \pm 0,692$ , l'analyse statistique montre une différence significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,046$ )(**Tab. 41**).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles traitées**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles traité et femelles traitées préfèrent le milieu témoin avec une moyenne est de  $21,400 \pm 4,300$  œufs dont le maximum est de 60, tandis que celui déposé sur le milieu traité est de  $17,750 \pm 3,535$  œufs dont le maximum est de 56 œufs (**Tab. 41**).Cependant l'analyse statistique par le test t de Student montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les choix établis ( $p : 0,145$ ) (**Tab.41**).

Les larves issues de ce croisement sont en moyenne de  $2,550 \pm 0,933$  larves dans le milieu traité et de  $2,200 \pm 0,991$  larves dans le milieu témoins. L'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les choix établis ( $p : 0,724$ ) (**Tab.41**).

**Tableau 41 : Effet de l'extrait éthanolique de *Drimia maritima* sur le nombre total des œufs et des larves issues du quatre croisements**

Couples	Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	Nombre des œufs pondus dans le milieu <i>D.m</i>	$t_{obs}$	$p$	Nombre des larves dans le milieu témoin	Nombre des larves dans le milieu <i>D.m</i>	$t_{obs}$	$p$
♂Tm X ♀Tm	$19.300 \pm 2.812$	$14.250 \pm 1.733$	2.721	0.107	$14,200 \pm 1,607$	$10,450 \pm 1,739$	0,195	0,661
♂ <i>D.m</i> X ♀ <i>D.m</i>	$21,400 \pm 4,300$	$17,750 \pm 3,535$	2,217	0,145	$2,200 \pm 0,991$	$2,550 \pm 0,933$	0,127	0,724
♂Tm X ♀ <i>D.m</i>	$6,050 \pm 1,327$	$6,350 \pm 1,227$	0,073	0,789	$4,700 \pm 1,659$	$2,700 \pm 0,692$	4,242	0,046*
♂ <i>D.m</i> X ♀Tm	$9,650 \pm 1,595$	$5,850 \pm 0,977$	4,106	0,050*	$2,550 \pm 0,933$	$2,550 \pm 0,933$	/	1,000

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum]

Le tableau 42 présente l'attractivité des femelles fécondées (qui ont subi un accouplement réussi) dans le choix du site de ponte. Il semble que les femelles témoins (n=

20) déposent leurs œufs dans le milieu témoin testé seulement ( $p: 1,000$ ). Les résultats ne montrent aucune différence significative entre les deux choix.

Sur les 19 couples traités testés, 17 femelles sont attirées par le milieu témoin ; donc il n'existe pas des différences significatives entre les deux choix ( $p : 1,000$ ). Alors que dans le milieu traité ; 18 femelles sont attirées par leur milieu initial ; il n'existe pas des différences significatives ( $p : 1,000$ ).

Chez les 20 couples dont le male est témoin et la femelle est traitée ; la femelle est attirée par le milieu traité ; là ou elle pond tous ses œufs. Cela explique qu'il n'y a aucune différences significatives ( $p : 1,000$ ). Tandis que dans le milieu traité ; 19 femelles sur 20 sont attirées, une femelle n'est pas. Les résultats montrent qu'il n'existe pas des différences significatives. ( $p : 1,000$ ).

Dans les croisements où la femelle est témoin et le male est traité ; 19 femelles préfèrent pondre leurs œufs dans le milieu témoin avec un p de ( $p : 1,000$ ) cela montre qu'il n'existe pas des différences significatives. En analysant leur comportement envers le milieu traité au *D.maritima* (0,12 $\mu$ g/ml), 18 femelles témoins se montrent attirées par l'odeur de ce milieu et une femelle n'est pas avec ( $p : 1,000$ ).

**Tableau 42: Effet d'une concentration des bulbes de *D.maritima* (0,12 $\mu$ g/ml) sur le choix du site de ponte chez *D. melanogaster***

	N	Milieu témoin			Milieu traité		
		A	NA	P	A	NA	P
♂Tm x ♀Tm	20	20	0	1,000	20	0	1,000
♂Tm x ♀Tr	20	19	1	1,000	20	0	1,000
♂Tr x ♀Tm	19	19	0	1,000	17	2	1,000
♂Tr x ♀Tr	19	17	2	1,000	18	1	1,000

**3.4.1.2. Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanolique de *Drimia maritima* (0,12 $\mu$ g/ml) :**

Le tableau 43 présente l'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* (n= 20) en présence d'extrait éthanolique de *D.maritima*.

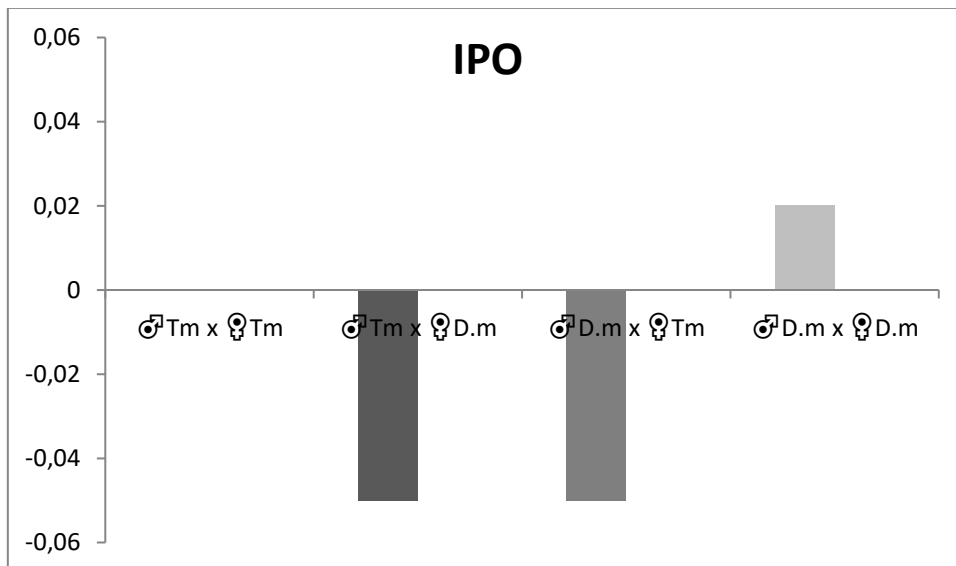
Les couples dont la femelle est témoin et le mâle est traité préfèrent le milieu témoin avec un indice de préférence négative -0,05 respectivement. Les résultats montrent qu'il

existe une répulsion à cause de l'effet négative de l'extrait éthanolique de *D.maritima* qui n'attire pas les femelles *D.melanogaster*.

Un IPO positive a été enregistré chez les couples témoins +0, les couples traités +0,02 et les couples dont la femelle est traitée et le male est témoin +0,05. Cependant les résultats montrent une attraction appréciable sur le milieu traité c'est-à-dire l'extrait éthanolique attire les femelles de *D.melanogaster*.

**Tableau 43 : Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanolique de *D. maritima* (0,12µg/ml).**

Couple	♂Tm x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tm	♂Tr x ♀Tr
IPO	+0	+0,05	-0,05	+0,02



**Figure 35 : Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanolique de *D.maritima* (0,12µg/ml)**

### 3.4.2. Effet de l'extrait aqueux de *D.maritima* (0.89µg/ml) :

#### 3.4.2.1. Effet sur le choix d'oviposition

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles témoins :**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples témoins sur le milieu témoin est d'avec 16,150±2,774 un minimum de 5 et un maximum de 56, par contre le nombre moyen d'œufs pondus à diminuer pour les couples dans le milieu traité. L'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les deux choix ( $p : 0,187$ ) (Tab. 44).

Les femelles de *D. melanogaster* témoins avec les extraits aqueux de *Drimia maritima* préfèrent le milieu témoin avec un maximum de 17 larves et une moyenne de  $10,750 \pm 1,002$  larves, tandis que un maximum de 15 larves dans le milieu traité et une moyenne de  $7,950 \pm 1,274$  (Tab.44), la comparaison des moyennes montre qu'il existe des différences significatives entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,067$ ).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles témoins**

Les résultats montrent que les femelles témoins accouplés avec des mâles traités avec l'extrait aqueux, peuvent pondre jusqu'à 15 œufs dans le milieu témoin avec une moyenne de  $7,350 \pm 1,082$  œufs et jusqu'à 13 œufs dans les milieux traités avec le même extrait dont la moyenne de  $5,350 \pm 0,963$  œufs (Tab. 44). Cependant l'analyse statistique montre qu'il n'existe pas une différence significative entre les nombres de œufs ( $p : 0,464$ ) (Tab. 44).

Les femelles de *D. melanogaster* témoins couplés avec des mâles traités aux extraits aqueux de *Drimia maritima* préfèrent le milieu témoin avec un maximum de 35 larves et une moyenne de  $7,100 \pm 1,792$  larves (Tab. 44), l'analyse statistique montre aucune des différences significatives entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,151$ ) (Tab. 44).

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles traitées :**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles témoins et femelles traitées sur le milieu traité est de  $5,200 \pm 0,928$  œufs dont le maximum est de 17, tandis que celui déposé sur le milieu témoin est de  $4,900 \pm 0,965$  œufs dont le maximum est de 16 œufs (Tab. 44). Cependant l'analyse statistique par le test t de Studentne montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les choix établis ( $p : 0,788$ ) (Tab. 44).

Les femelles de *D. melanogaster* traité couplés avec des mâles témoins aux extraits d'aqueux *D. maritima* préfèrent le milieu témoin avec un maximum de 17 larves et une moyenne de  $3,450 \pm 1,150$  (Tab. 44) et jusqu'à 11 larves dans milieu traité avec une moyenne de  $2,450 \pm 0,663$ . L'analyse statistique montre aucune différence significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,192$ ) (Tab. 44).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles traitées**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles traité et femelles traitées préfèrent le milieu témoin avec une moyenne est de 17,600±3,879 œufs dont le maximum est de 55, tandis que celui déposé sur le milieu traité est de 15,000±3,160 œufs dont le maximum est de 51 œufs (**Tab. 75**). Cependant l'analyse statistique par le test t de Student montre qu'il existe des différences significatives entre les choix établis ( $p : 0,045$ ) (**Tab.44**).

Les larves issues de ce croisement sont en moyenne de 2,450±0,925 larves dans le milieu traité et de 1,900±0,885 larves dans le milieu témoins. L'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les choix établis ( $p : 0,524$ ) (**Tab.44**).

**Tableau 44 : Effet de l'extrait aqueux de *Drimia maritima* sur le nombre total des œufs et des larves issues du quatre croisements**

Couples	Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	Nombre des œufs pondus dans le milieu <i>D.m</i>	$t_{obs}$	$p$	Nombre des larves dans le milieu témoin	Nombre des larves dans le milieu <i>D.m</i>	$t_{obs}$	$p$
♂Tm X ♀Tm	16,150±2,774	12,800±1,660	<b>1,806</b>	<b>0,187</b>	10,750±1,002	7,950±1,274	<b>3,562</b>	<b>0,067*</b>
♂ <i>D.m</i> X ♀ <i>D.m</i>	17,600±3,879	15,000±3,160	<b>4,296</b>	<b>0,045*</b>	1,900±0,885	2,450±0,925	<b>0,413</b>	<b>0,524</b>
♂Tm X ♀ <i>D.m</i>	4,900 ±0,965	5,200±0,928	<b>0,073</b>	<b>0,788</b>	3,450±1,150	2,450±0,663	<b>1,766</b>	<b>0,192</b>
♂ <i>D.m</i> X ♀Tm	7,350±1,082	5,350±0,963	<b>0,548</b>	<b>0,464</b>	7,100 ±1,792	3,650 ±0,974	<b>2,147</b>	<b>0,151</b>

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum]

Le tableau 45 présente l'attractivité des femelles fécondées (qui ont subi un accouplement réussi) dans le choix du site de ponte. Il semble que les femelles témoins (n= 20) déposent leurs œufs dans le milieu témoin testé seulement ( $p: 1,000$ ). Les résultats ne montrent aucune différence significative entre les deux choix.

Sur les 19 couples traités testés, 17 femelles sont attirées par le milieu témoin ; donc il N'existe pas des différences significatives entre les deux choix ( $p : 1,000$ ). Alors que dans le milieu traité ; 18 femelles sont attirées par leur milieu initial ; il n'existe pas des différences significatives ( $p : 1,000$ ).

Chez les 19 couples dont le male est témoin et la femelle est traitée ; la femelle est attirée par le milieu traité ; là ou elle pond tous ses œufs. Cela explique qu'il n'y a aucune

différences significatives ( $p : 1,000$ ). Tandis que dans le milieu traité ; 18 femelles sur 19 sont attirées, une femelle n'est pas. Les résultats montrent qu'il n'existe pas des différences significatives. ( $p : 1,000$ ).

Dans les croisements où la femelle est témoin et le male est traité ; 17 femelles préfèrent pondre leurs œufs dans le milieu témoin avec un p de ( $p : 1,000$ ) cela montre qu'il n'existe pas des différences significatives. En analysant leur comportement envers le milieu traité au *D. maritima* (0,12µg/ml), 16 femelles témoins se montrent attirées par l'odeur de ce milieu et deux femelles sont pas avec ( $p : 1,000$ ).

**Tableau 45: Effet d'une concentration des bulbes de *D.maritima* (0,89µg/ml) sur le choix du site de ponte chez *D. melanogaster***

	N	Milieu témoin			Milieu traité		
		A	NA	P	A	NA	P
♂Tm x ♀Tm	20	20	0	1,000	20	0	1,000
♂Tm x ♀Tr	19	19	0	1,000	18	1	1,000
♂Tr x ♀Tm	18	17	1	1,000	16	2	1,000
♂Tr x ♀Tr	19	17	2	1.000	18	1	1,000

### 3.3. Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait aqueux de *Drimia maritima* (0,89µg/ml) :

Le tableau 46 présente l'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melangaster* (n= 20) en présence d'extrait aqueux de *D.maritima*.

Les couples témoins, traitées et les couples dont la femelle est témoin et le mâle est traité préfèrent le milieu témoin avec un indice de préférence négative -0,11, -0,07 et -0 ,15 respectivement. Les résultats montrent qu'il existe une répulsion à cause de l'effet négative de l'extrait aqueux de *D.maritima* qui n'attire pas les femelles *D.melanogaster*.

Un IPO positive a été enregistré chez les couples dont la femelle est traitée et le male est témoin +0,02. Cependant les résultats montrent une attraction appréciable sur le milieu traité c'est-à-dire l'extrait aqueux attire les femelles de *D.melangaster*.

**Tableau 46 : Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait aqueux de *D.maritima* (0,89µg/l).**

Couple	♂Tm x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tm	♂Tr x ♀Tr
IPO	-0,11	+0,02	-0,15	-0,07

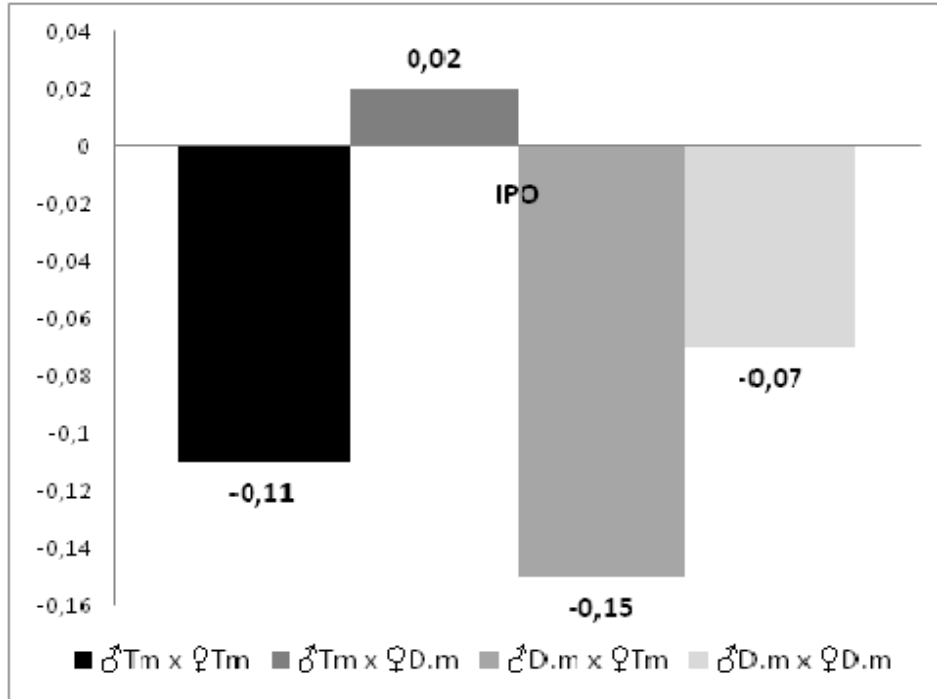


Figure 36: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait aqueux de *D.maritima* (0,89  $\mu\text{g/ml}$ )

### 3.5. Effet de *R. farinacea* sur la mortalité et le développement de *D.melanogaster* :

#### 3.5.1. Effet de l'extrait éthanolique :

Le tableau 47 illustre l'évolution des taux de mortalité chez *D. melanogaster* en fonction du temps d'exposition en utilisant les différentes concentrations des extraits issus de la décoction de *R. farinacea*. Les résultats montrent que les extraits éthanolique de *R. farinacea* agissent sur la durée de développement larvaire et sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée.

Après la correction des taux de mortalité obtenus, nous avons enregistré des taux de mortalité allant de 0% au 2<sup>ème</sup>, 5<sup>ème</sup> et 10<sup>ème</sup> jour du traitement jusqu'à 25% après 15 jours de traitement avec la concentration 0,25µg/ml (**Tab. 47**).

Quand on traite les larves de *D. melanogaster* en augmentant la concentration à 0,5µg/ml, les taux de mortalité enregistrés arrivent à 25% au 15<sup>ème</sup> jour de traitement. À 2<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> jours d'exposition, nous avons enregistré que les taux de mortalité sont nul et augmente progressivement au bout du 10<sup>ème</sup> jour (5%) (**Tab. 47**).

Au bout du 15<sup>ème</sup> jour de traitement des individus de *D. melanogaster*, la mortalité atteint un taux de 25% pour la concentration 1,5µg/ml dont le minimum est de 5%. La mortalité est de 5% au 5<sup>ème</sup> et 10<sup>ème</sup> jours et de 0% au bout du 2<sup>ème</sup> jour (**Tab. 47**).

Pour la concentration 2µg/ml, on n'observe aucune mortalité des larves au bout de 2<sup>ème</sup>, 5<sup>ème</sup> et 10<sup>ème</sup> jour (0%). La mortalité augmente jusqu'à 20% au 15<sup>ème</sup> jour (**Tab. 47**).

Les quatre concentrations utilisées présentent une activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours après le traitement) (**Tab.47**). On arrive à tués 16% de la population après 15 jours de traitement (**Tab.47**). Il existe des différences hautement significatives entre les taux de mortalité enregistrée en fonction des concentrations et des temps d'exposition ( $p$ : 0,037 ; 0,021 ; 0,106 ; 0,001) (**Tab. 47**).

**Tableau 47 : Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de *R. farinacea***

	0,25 µg/ml	0,5 µg/ml	1,5 µg/ml	2 µg/ml	F <sub>obs</sub>	p
2j	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
5j	0,00%	0,00%	1,25%	0,00%	9.000	0.002**
10j	0,00%	1,25%	1,25%	0,00%	9.000	0.002**
15j	8,75%	16,25%	16,25%	12,50%	0.651	0.597
F <sub>obs</sub>	3,917	4,735	2,540	10,897		
P	0.037*	0.021*	0.106	0.001**		

**Les paramètres toxicologiques:**

Les résultats consignés dans le tableau 5 résument les différents paramètres toxicologiques des extraits éthanolique de *R. farinacea*. Ces derniers montrent qu’il existe une forte corrélation positive entre le taux de mortalité et les concentrations d’exposition à l’extrait éthanolique de *R. farinacea* (R=0,90 à 0,94) (Tab. 48). Les résultats montrent aussi qu’il existe une faible corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d’exposition à l’extrait éthanolique de *R. farinacea* au bout de 10 jours de traitement (R=0,44) (Tab. 48), et nous avons enregistré une corrélation positive (R=0,52), au bout de 15 jours (fin du traitement) (Tab. 48).

Au bout de 15 jours de traitement la concentration létale CL50% est de 100000µg/l, alors que la CL90% de 6,45×10<sup>10</sup>µg/ml (Tab. 48). Tandis que le calcul des temps létaux pour la plus forte concentration de 2µg/l a montré que le TL50% est de 97,72 jours (98 jours environ), et le TL90% est de 240 jours (Tab. 48).

**Tableau 48 : Paramètres toxicologiques de *R.farinacea* à l’égard des larves L2 de *D. melanogaster***

A									
	Droite de régression	CL 50%	CL 90%	CL84%	CL16%	SLOPE	fcl50%	lim.Inf	lim.Sup
5/10 jours	Y=0,84+1,45X (R=0,44)	724,43 µg/ml	5623,41µg/ml	3548,13	1479,1	2,68	1,16	624,5	840,338
15 jours	Y=3,90+0,22X (R=0,52)	100000µg/ml	6,45x 10 <sup>10</sup> µg/ml	3162277660	3,16	31634,16	4,97	20120,72	497000
B									
	Droite de régression	TL50%	TL90%	TL84%	TL16%	SLOPE	fTL50%	lim, Inf	lim.Sup
0,25 µg/ml	Y=-1,60+3,15X (R=0,66)	123,02	316,22	251,18	60,25	2,04	1,11	110,82	136,552
0,5 µg/ml	Y=-2,08+4,74X (R=0,90)	30,90	57,54	50,11	19,05	1,62	1,07	28,87	33,063
1,5 µg/ml	Y=-0,93+4,15X (R=0,94)	26,91	54,95	46,77	15,48	1,73	1,08	24,91	29,062
2 µg/ml	Y=-1,69+3,35X (R=0,66)	97,72	239,9	194,98	50,11	1,97	1,11	88,03	108,46

*R. farinacea* agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une ralentissement dans la croissance des pupes en adultes et ce pour les quartes concentrations. Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 70% à 80% de la population traitée avec les extraits ethanologique de *R. farinacea* atteint le stade adulte (Fig. 37).

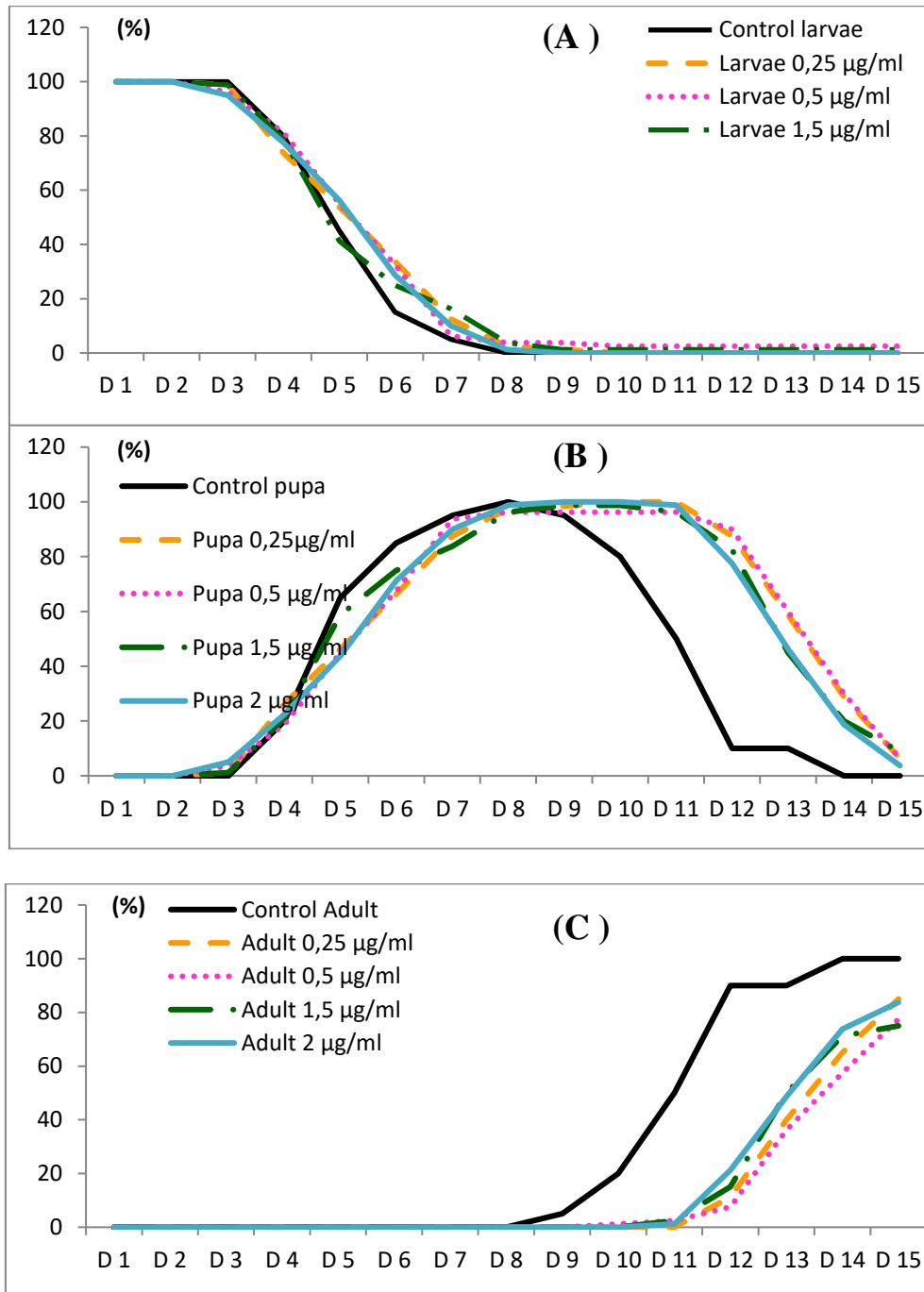


Figure 37. Effet de l'extrait ethanologique de *R. farinacea* sur le développement de *D. melanogaster* (A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes)

### 3.5.2. Effet de l'extrait aqueux :

Le tableau 49 illustre l'évolution des taux de mortalité chez *D. melanogaster* en fonction du temps d'exposition en utilisant les différentes concentrations des extraits issus de la décoction de *R. farinacea*. Les résultats montrent que les extraits aqueux de *R. farinacea* agissent sur la durée de développement larvaire et sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée.

Après correction des taux de la mortalité observée, nous avons enregistré aucun taux de mortalité au 2<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> du traitement par contre nous avons enregistré des taux de mortalité de 10% au 10<sup>ème</sup> jour et allant jusqu'à 35% après 15 jours de traitement avec la plus faible concentration 0,20 µg/ml (**Tab. 49**).

Quand on traite les larves de L2 de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 0.25 µg/ml les taux de mortalité enregistrés arrivent à 25% au 15<sup>ème</sup> jour de traitement (**Tab. 49**).

Les taux de la mortalité obtenus par la concentration 0,5 µg/ml sont de 0 % au 2<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 20% après 15 jours (**Tab. 49**).

Les trois concentrations utilisées présentent une activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours après le traitement) (**Tab.49**). On arrive à tués 50% de la population après 15 jours de traitement (**Tab.49**). Il existe des différences hautement significatives entre les taux de mortalité enregistrée en fonction des concentrations et des temps d'exposition ( $p$ : 0,045 ; 0.009 ; 0.014) (**Tab. 49**).

**Tableau 49 : Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de *R.farinacea***

	0,20 µg/ml	0,25 µg/ml	0,5µg/ml	F <sub>obs</sub>	p
<b>2j</b>	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
<b>5j</b>	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
<b>10j</b>	6,25%	1,25%	1,25%	<b>0,169</b>	<b>0,847</b>
<b>15j</b>	18,75%	17,50%	15,00%	<b>1,829</b>	<b>0,216</b>
<b>F<sub>obs</sub></b>	<b>3,643</b>	<b>6,110</b>	<b>5,419</b>		
<b>p</b>	<b>0,045*</b>	<b>0,009**</b>	<b>0,014*</b>		

**Les paramètres toxicologiques:**

Les taux de mortalité des larves sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 50A**). La concentration létale de 50% atteint  $1,73 \times 10^{-8}$  µg/ml à 15 jours d'exposition (**Tab. 50A**). 90% des larves meurent avec la concentration de  $2,45 \times 10^{-18}$  µg/ml au bout de 15 jours (**Tab. 50A**).

Pour les temps létaux, les résultats montrent qu'il existe une corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des larves aux extraits de la plante (**Tab. 50B**). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 24,54 jours pour la faible concentration (0,20 µg/ml) et de 31,62 jours pour la forte concentration (0,5 µg/ml). Le TL90% atteint 43,65 jours pour la plus faible concentration (0,20 µg/ml) et de 30,19 et 31,62 jours pour la plus forte concentration (0,25 et 0,5 µg/ml) (**Tab. 50B**).

**Tableau 50: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de *R. farinacea* sur les larves L<sub>2</sub> de *D. melanogaster***

(**A**: temps d'exposition des larves, **B**: concentrations utilisées, **y**: probits des taux de mortalités, **X**: le logarithme décimal des concentrations et/ou des temps).

A									
	Droite de régression	CL 50%	CL 90%	CL84%	CL16%	SLOPE	fcl50%	lim.Inf	lim.Sup
10 jours	Y=2,83-0,43X (R=0,57)	$9,12 \times 10^{-6}$	$9,54 \times 10^{-9}$	$4,57 \times 10^{-8}$	$1,81 \times 10^{-3}$	$2,51 \times 10^{-9}$	0,02	$4,56 \times 10^{-4}$	$1,824 \times 10^{-7}$
15 jours	Y=3,99-0,13X (R=0,97)	$1,73 \times 10^{-8}$	$2,45 \times 10^{-18}$	$4,16 \times 10^{-16}$	0,70	$1,23 \times 10^{-8}$	0,03	$5,76 \times 10^{-7}$	$5,19 \times 10^{-10}$
B									
	Droite de régression	TL <sub>50%</sub>	TL <sub>90%</sub>	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	fTL50%	lim, Inf	lim.Sup
0,20 µg/ml	Y=-2,20+5,15X (R=0,90)	24,54 jours	43,65	38,90	15,84	1,56	1,08	22,72	26,50
0,25 µg/ml	Y=-2,10+4,78X (R=0,90)	30,19	56,23	48,97	18,62	1,62	1,09	27,69	32,90
0,5 µg/ml	Y=-2,05+4,69X (R=0,90)	31,62	58,88	51,28	19,49	1,62	1,09	29,00	34,46

*R. farinacea* agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une accélération dans la croissance des larves en pupes et que seule 80% de la population atteint le stade pupal et ce pour les trois concentrations. Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 80 à 85% de la population traitée avec les extraits aqueux de *R. farinacea* atteint le stade adulte (**Fig. 38**).

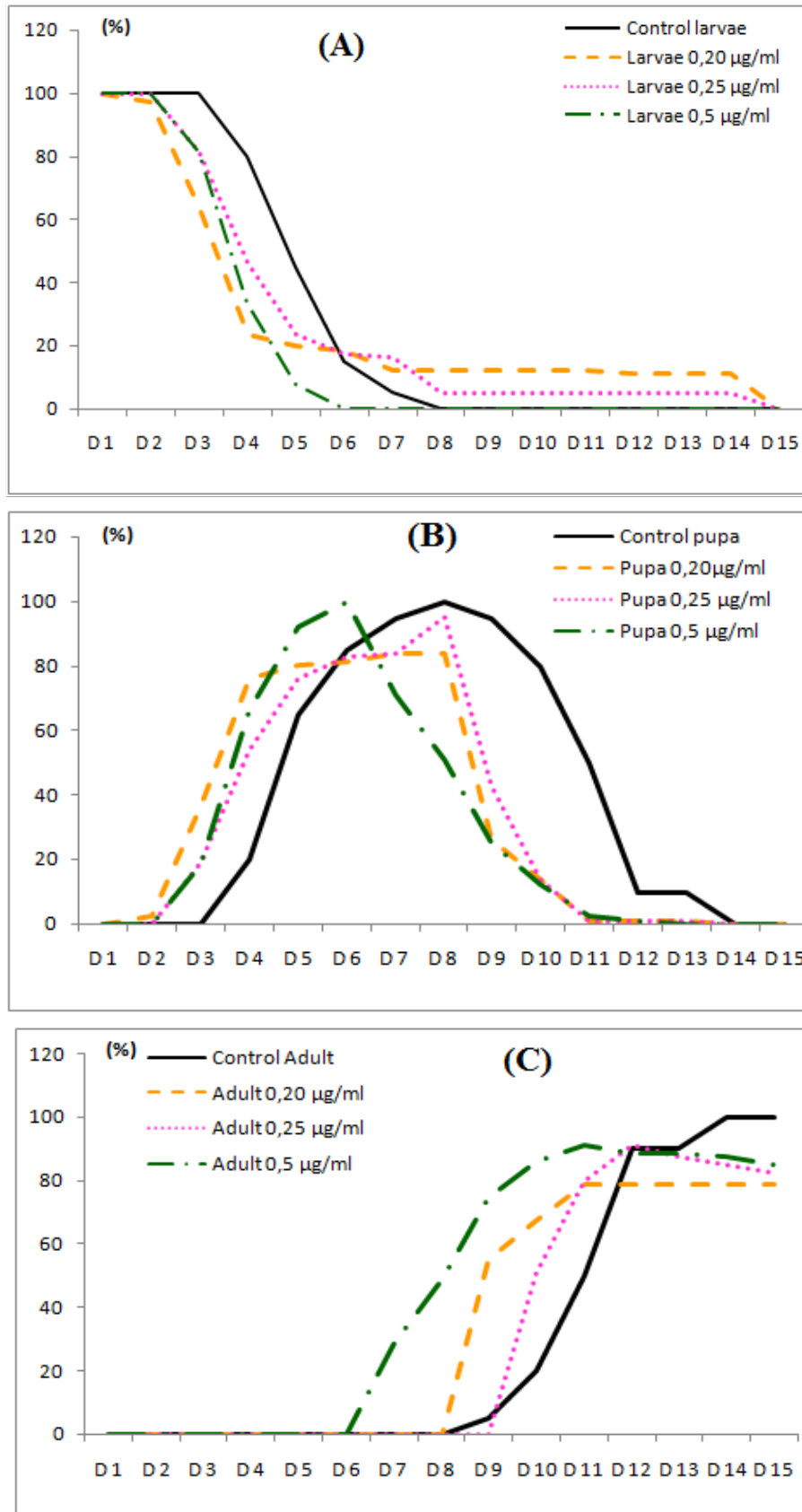


Figure 38. Effet de l'extrait aqueux de *R. farinacea* sur le développement de *D. melanogaster* (A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes)

### 3.6. Effets de *R.farinacea* sur le comportement alimentaire des larves L3 de *D. melanogaster*

#### 3.6.1. Effet de l'extrait éthanolique de *R.farinacea* (0,12 µg/ml)

➤ **Attraction des larves témoins et traités :**

**- Au bout du 1er choix**

Au début du test, nous avons remarqué que 38% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 50% de ces asticots sont attirés par l'odeur du milieu traité, par contre 12% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.51**). Alors que 42% des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 56% de ces asticots sont attirés par l'odeur du milieu traité, par contre 2% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.51**).

En ce qui concerne l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 98% des larves témoins sont attirées et 2% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins, Pour l'observation des larves traitées, nous avons observé que 96% des larves traitées sont attirées et seulement 4% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.51**).

Pour le choix entre les deux milieux traités, 98% des larves témoins font leurs choix et seulement 2% des larves ne sont pas attirées Concernant les larves traités, 90% d'eux font leurs choix et 10% des larves ne sont pas attirées (**Tab.51**).

**Tableau 51: Le premier choix d'attractivité des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *R.farinacea*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	38%	-	96%	42%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	50%	98%	-	56%	90%
<b>Aucun choix</b>	2%	12%	2%	4%	2%	10%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

**-Au bout de 2ème choix (Après 30min):**

Durant les 30 premières minutes du test, nous avons remarqué que 12% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 30% d'entre elles sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 58% de ces derniers ne font pas leur choix. Nous avons remarqué aussi que 26% des larves sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 40% des

larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 34% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.52**).

Concernant l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 88% des larves témoins sont attirées et 12% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins, pour les larves traitées, 58% des larves témoins sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et seulement 42% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab52**).

Pour le choix entre les deux milieux traités, 52% des larves font leurs choix et seulement 48% des larves ne sont pas attirées. Concernant les larves traitées, 62% d'eux sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 38% des larves ne sont pas attirées (**Tab.52**).

**Tableau 52: Choix après 30 minutes des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *R.farinacea*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	88%	12%	-	58%	26%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	30%	52%	-	40%	62%
<b>Aucun choix</b>	12%	58%	48%	42%	34%	38%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

**-Au bout de 3ème choix (Après 60min) :**

Au bout d'une heure d'observation, nous avons remarqué que seulement 24% des larves témoins de *D.melanogaster* ont choisis le milieu témoin et 18% des larves ont choisis le milieu traité avec l'extrait de *R. farinacea* cependant, 58% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.53**). 30% des larves traitées par l'extrait de *R.farinacea* ont choisis le milieu traité et 44% sont attirées par le milieu témoin, par contre 26% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.53**).

Concernant l'observation du choix des larves témoins entre les deux milieux témoins après 60 minutes, 98% des larves témoins préfèrent le milieu témoin tandis que 2% des larves témoins ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.53**). Pour les larves traitées, 74% d'eux font un choix et uniquement 26% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab.53**).

En observant le choix entre les deux milieux traités, seulement 80% des larves témoins font leurs choix pour le milieu de culture testé et 20% des larves témoins ne font pas leur choix lors de ce test (**Tab.53**). En ce qui concerne le choix des larves traitées, 80% d'eux font leurs choix tandis que 20% de ces larves ne font pas leur choix (**Tab.53**).

**Tableau 53: Choix après 60 minutes des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *R.farinacea*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	24%	-	74%	44%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	18%	80%	-	30%	80%
<b>Aucun choix</b>	2%	58%	20%	26%	26%	20%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Le temps de détection :**

À la présence de deux odeurs différentes (témoin vs traitée), les larves témoins se déplacent plus rapidement vers le milieu témoin avec  $405,316 \pm 95,660$  secondes en minimum de 6 et en maximum de 1300, et plus lentement vers le milieu traité avec l'extrait éthanolique de *R.farinacea* en moyenne de  $475,320 \pm 85,069$  secondes avec un minimum de 3 et un maximum de 1673 ( $F_{obs}=0,435$  ;  $p = 0,513$ ) (**Tab.54**). En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne  $345,964 \pm 64,780$  et  $251,238 \pm 61,503$  secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à l'extrait éthanolique de *R.farinacea* ( $0,12 \mu\text{g/ml}$ ) ( $F_{obs} = 0,324$  ;  $p = 0,572$  non significative) (**Tab.54**).

Une fois les larves témoins sont en exposition aux mêmes sources odorantes (témoin vs témoin ou traitée vs traitée), l'attraction est toujours plus rapide pour leur milieu de développement initial avec  $225,233 \pm 46,283$  secondes en moyenne ( $F_{obs} = 2,400$  ;  $p=0,130$ ). Cependant, elles mettent plus de  $273,360 \pm 64,811$  secondes pour détecter l'odeur provenant du milieu traité ( $F_{obs}=0,269$  ;  $p = 0,606$ ) (**Tab.54**). En outre, les larves traitées mettent entre moins de  $441,381 \pm 82,054$  secondes pour localiser l'odeur témoin ( $F_{obs}=0,002$  ;  $p=0,961$ ), et  $354,190 \pm 80,788$  secondes pour l'odeur traitée ( $F_{obs}=2,516$  ;  $p=0,120$ ), lorsqu'on utilise deux milieux similaires dans l'acène du test (**Tab.54**).

**Tableau 54: Le temps de détection chez les larves témoins & traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de *R.farinacea*].**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P	
	<b>Larves témoins</b>	<b>Témoin X Traité (R.f)</b>	<b>Milieu témoin</b>	19	405,316±95,660	6,000	1300,000	173865,784	0,435	0,513
<b>Milieu traité (R.f)</b>			25	475,320± 85,069	3,000	1673,000	180918,810			
<b>Témoin X Témoin</b>		<b>A</b>	9	180,778±20,450	108,000	256,000	3763,944	2,400	0,130	
		<b>B</b>	30	225,233±46,283	39,000	1054,000	64264,047			
<b>Traité (R.f) X Traité (R.f)</b>		<b>A</b>	25	273,360±64,811	6,000	1213,000	105010,990	0,269	0,606	
		<b>B</b>	24	230,792±47,716	3,000	756,000	54644,607			
<b>Larves traitées</b>		Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
		<b>Témoin X Traité (R.f)</b>	<b>Milieu témoin</b>	28	345,964±64,780	43,000	1551,000	117501,517	0,324	0,572
	<b>Milieu traité (R.f)</b>		21	251,238± 61,503	17,000	1053,000	79435,490			
	<b>Témoin X Témoin</b>	<b>A</b>	21	441,381±82,054	30,000	1170,000	141388,848	0,002	0,961	
		<b>B</b>	27	377,667±78,330	3,000	1455,000	165659,077			
	<b>Traité (R.f) X Traité (R.f)</b>	<b>A</b>	21	354,190±80,788	14,000	1389,000	137060,262	2,516	0,120	
		<b>B</b>	24	223,917±44,853	9,000	731,000	48282,080			

[Moy :Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ;Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P :p-value unilatérale:]

➤ **Le temps passé dans chaque milieu :**

**Larves témoins et traités :**

On enregistre que les larves témoins passent 374,308±66,173, secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins en minimum de 0 et un maximum de 1229 secondes. Alors que ces asticots mettent 272,268±62,674 secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 0 et un maximum de 1651 secondes à la présence des deux odeurs différents (F<sub>obs</sub>= 1,547 ; p=0,217 ) (**Tab.55**). Pour les larves traitées, elles passent 945,657±104,693 secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 28 et un maximum de 1666 secondes. Ces dernières mettent 989,174±130,000 secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 66 et un maximum de 1783 secondes en présence des deux odeurs différents (F<sub>obs</sub>=0,019; p=0,891) (**Tab.55**).

Alors que les larves témoins passent plus de 1330,758±82,030 secondes dans le milieu témoin ( $F_{obs}=0,053$  ;  $p=0,819$ ), tandis que les larves traitées passent plus de 841,696±83,644 secondes dans le milieu témoin ( $F_{obs}=5,312$ ;  $p=0,025$ ) (**Tab.55**).

Pour les larves témoins elles passent plus de 510,829±74,242 secondes dans le milieu traités ( $F_{obs}=0,122$  ;  $p=0,727$ ) par l'extrait éthanolique de *R.farinacea* lorsque ces dernières sont exposées aux meme sources odorantes. Et plus de 816,250±108,777 secondes dans le milieu traités ( $F_{obs}=0,001$ ;  $p=0,971$ ) (**Tab.55**).

**Tableau 55: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins & traitées**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
	Larves témoins	Témoin X Traité (R.f)	Milieu témoin	39	374,308±66,173	0,000	1229,000	170777,166	1,547
Milieu traité (R.f)			41	272,268±62,674	0,000	1651,000	161050,401		
Témoin X Témoin		A	19	1379,947±103,375	290,000	1767,000	203039,608	0,053	0,819
		B	33	1330,758±82,030	52,000	1791,000	222056,002		
Traité (R.f) X Traité (R.f)		A	42	533,929±68,711	0,000	1709,000	198289,385	0,122	0,727
		B	35	510,829±74,242	31,000	1672,000	192913,440		
Larves traitées	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
	Témoin X Traité (R.f)	Milieu témoin	35	945,657±104,693	28,000	1666,000	383625,232	0,019	0,891
		Milieu traité (R.f)	23	989,174±130,000	66,000	1783,000	388701,514		
	Témoin X Témoin	A	23	841,696±83,644	22,000	1453,000	160914,494	5,312	0,025
		B	29	886,966±100,980	41,000	1770,000	295710,534		
	Traité (R.f) X Traité (R.f)	A	28	816,250±108,777	40,000	1662,000	331308,269	0,001	0,971
B		28	905,179±110,419	76,000	1790,000	341382,893			

[Moy :Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ;Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P p-value unilatérale:]

➤ **Pupation des larves témoins et traités :**

Concernant l'observation de la pupation des larves témoins en présence du milieu témoin et traité en même temps nous avons noté que 16% des larves choisissent tandis que 8% choisit la pupation dans le milieu traité, par contre 76% de ces derniers ne font pas leur choix en présence du milieu témoin et traité en même temps (**Tab.56**). L'observation des larves traitées a montré que 2% des larves font leurs choix pour le milieu témoin et seulement

12% pour le milieu traité et par contre 86% de ces derniers ne font pas leur choix entre les deux milieux témoin et traité (Tab.56).

Pour l’observation de choix de la pupation entre les deux milieux témoins, 10% des larves témoins ont marqué la présence de leur pupe sur les papiers imbibés dans les milieux de culture témoins et 90% d’entre elles ne font pas leur choix (Tab.56). Pour les larves traitées, 42% d’entre eux ont marqué la présence de leur pupe sur les milieux témoins et 58% ne font aucun choix (Tab.56).

En ce qui concerne l’observation de la pupation au niveau des arènes contenant deux milieux traités, 56% des larves témoins ont choisis la pupation dans le milieu de culture testé comme on note l’absence de 44% de pupe après ces tests, et 22% des larves traitées ont marqué la présence de leur pupe dans les milieux traités et 78% ne font aucun choix (Tab.56).

**Tableau 56: Pupation des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l’extrait éthanologique de *R.farinacea*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	10%	16%	/	42%	2%	/
<b>Milieu Traité</b>	/	8%	56%	/	12%	22%
<b>Aucun choix</b>	90%	76%	44%	58%	86%	78%

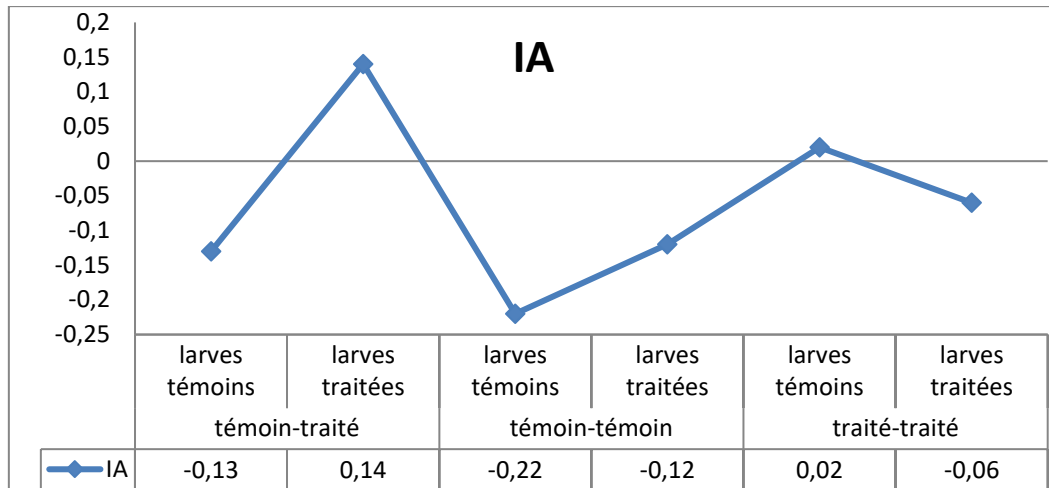
[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Indice d’attraction**

Le calcul de l’indice d’attraction (IA) confirme les résultats obtenus dans le tableau précédant et montre des valeurs positives qui indique que les larves témoins présentent un effet attractif envers l’odeur du milieu traité par l’extrait éthanologique de *R.farinacea* (Tab.57).

**Tableau 57: L’indice d’attraction des larves témoins et traitées envers l’extrait éthanologique de *R.farinacea*.**

Milieu	témoin-traité		témoin-témoin		traité-traité	
	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées
<b>IA</b>	-0,13	0,14	-0,22	-0,12	0,02	-0,06



**Figure 39. Représentation graphique de l'indice d'attraction des larves de *D.melanogaster* (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait éthanolique de *R.farinacea*.**

### 3.6.2. Effet de l'extrait aqueux de *R.farinacea* (0.16µg/ml):

➤ **Attraction des larves témoins et traités :**

**- Au bout du 1er choix**

Au début du test, nous avons remarqué que 42% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 58% de ces asticots sont attirés par l'odeur du milieu traité, par contre 6% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.58**). Nous avons observé aussi que 62% des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 36% de ces asticots sont attirés par l'odeur du milieu traité, par contre 2% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.58**).

En ce qui concerne l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 98% des larves témoins sont attirées et 2% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins, alors que nous avons observé que 92% des larves traitées sont attirées et seulement 8% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.58**).

Pour le choix entre les deux milieux traités, 92% des larves font leurs choix et seulement 8% des larves ne sont pas attirées. Concernant les larves traitées, 88% d'eux font leurs choix et 12% des larves ne sont pas attirées (**Tab.58**).

**Tableau 58: Le premier choix d'attractivité des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *R.farinacea*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	42%	-	92%	62%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	52%	92%	-	36%	88%
<b>Aucun choix</b>	2%	6%	8%	8%	2%	12%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

**-Au bout de 2ème choix (Après 30min):**

Durant les 30 premières minutes du test, nous avons remarqué que 36% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 26% d'entre elles sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 38% de ces derniers ne font pas leur choix (Tab.59). Nous avons remarqué aussi que 52% des larves sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 42% des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 6% de ces derniers ne font pas leur choix (Tab.59).

Pour l'observation de l'attraction des larves témoins par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 100% de ces derniers font leurs choix (Tab.59). Tandis que 78% des larves traitées sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et seulement 22% d'entre elles ne font pas leur choix (Tab.59).

Concernant le choix entre deux milieux traités, 42% des larves témoins font leurs choix et seulement 58% des larves ne sont pas attirées. Alors que 76% des larves sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 24% des larves ne sont pas attirées (Tab.59).

**Tableau 59: Choix après 30 minutes des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *R.farinacea*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	100%	36%	-	78%	52%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	26%	42%	-	42%	76%
<b>Aucun choix</b>	0%	38%	58%	22%	6%	24%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

**-Au bout de 3ème choix (Après 60min) :**

Au bout d'une heure d'observation, nous avons remarqué que 32% des larves témoins de *D.melanogaster* ont choisis le milieu témoin et 32% aussi des larves ont choisis le milieu

traité avec l'extrait de *R.farinacea*. Cependant, 36% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.60**). Alors que, 30% des larves traitées par l'extrait de *R.farinacea* ont choisis le milieu traité et 40% sont attirées par le milieu témoin, par contre 3% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.60**).

Concernant l'observation du choix des larves témoins entre les deux milieux témoins après 60 minutes, 98% des larves témoins préfèrent le milieu témoin tandis que 2% des larves témoins ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.60**). Pour le choix des larves traitées, 80% des larves font un choix et uniquement 20% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab.60**).

En observant le choix entre les deux milieux traités seulement 48% des larves témoins font leurs choix pour le milieu de culture testé et 52% des larves témoins ne font pas leur choix lors de ce test (**Tab.60**). En ce qui concerne les larves traitées, 58% d'eux font leurs choix tandis que 42% de ces larves ne font pas leur choix (**Tab.60**).

**Tableau 60: Choix après 60 minutes des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testés par l'extrait aqueux de *R.farinacea*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	32%	-	80%	40%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	32%	48%	-	30%	58%
<b>Aucun choix</b>	2%	36%	52%	20%	30%	42%

[Tm : Témoin ; Tr : Traitée]

➤ **Le temps de détection :**

À la présence de deux odeurs différentes (témoin vs traitée), les larves témoins se déplacent plus rapidement vers le milieu témoin avec  $220,095 \pm 42,187$  secondes en minimum de 20 et en maximum de 844, et plus lentement vers le milieu traité avec l'extrait aqueux de *R.farinacea* en moyenne de  $321,308 \pm 61,516$  secondes avec un minimum de 55 et un maximum de 1232 ( $F_{obs}=2,633$  ;  $p = 0,031$ ) (**Tab.61**). En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne  $237,871 \pm 56,937$  et  $478,500 \pm 95,370$  secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à l'extrait aqueux de *R.farinacea* ( $0,16 \mu\text{g/ml}$ ) ( $F_{obs} = 1,629$ ;  $p = 0,236$  non significative) (**Tab.61**).

Une fois les larves témoins sont en exposition aux mêmes sources odorantes (témoin vs témoin ou traitée vs traitée), l'attraction est plus rapide pour leur milieu de développement initial avec  $180,778 \pm 20,450$  secondes en moyenne ( $F_{obs}=17,074$  ;  $p=0,000$ ). En outre, les larves traitées mettent entre moins de  $276,480 \pm 75,011$  secondes pour localiser l'odeur témoin ( $F_{obs}=1,367$  ;  $p=0,461$ ) (Tab.61).

Cependant, les larves témoins mettent plus de  $225,850 \pm 51,092$  secondes pour détecter l'odeur provenant du milieu traité ( $F_{obs}=2,036$  ;  $p=0,116$ ) et  $208,143 \pm 40,066$  secondes pour les larves traitées ( $F_{obs}=5,670$  ;  $p=0,000$ ), lorsqu'on utilise la même odeurs traitée dans l'acène du test (Tab.61).

**Tableau 61: Le temps de détection chez les larves témoins & traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux de *R.farinacea*].**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
	Larves témoins	Témoin X Traité (R.f)	Milieu témoin	21	220,095±42,187	20,000	844,000	37374,990	2,633
Milieu traité (R.f)			26	321,308±61,516	55,000	1232,000	98390,862		
Témoin X Témoin		A	9	180,778±20,450	108,000	256,000	3763,944	17,074	0,000***
		B	30	225,233±46,283	39,000	1054,000	64264,047		
Traité (R.f) X Traité (R.f)		A	20	225,850±51,092	33,000	780,000	52207,082	2,036	0,116
		B	26	251,154±63,940	21,000	1530,000	106297,815		
Larves traitées	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
	Témoin X Traité (R.f)	Milieu témoin	31	237,871±56,937	10,000	1511,000	100496,049	1,629	0,236
		Milieu traité (R.f)	18	478,500±95,370	45,000	1458,000	163718,618		
	Témoin X Témoin	A	25	276,480±75,011	10,000	1384,000	140667,427	1,367	0,461
		B	21	323,667±95,684	7,000	1753,000	192263,833		
	Traité (R.f) X Traité (R.f)	A	21	208,143±40,066	0,000	552,000	33710,729	5,670	0,000***
B		27	398,222±84,136	0,000	1510,000	191129,026			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P : p-value unilatérale.]

➤ **Le temps passé dans chaque milieu :**

On enregistre que les larves témoins passent  $1151,545 \pm 110,598$ , secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins en minimum de 35 et un maximum de 1780 secondes. Alors que ces asticots mettent  $1020,071 \pm 107,615$  secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 90 et un maximum de 1740 secondes à la présence des

deux odeurs différents ( $F_{obs}= 1,205 ; p=0,668$ ) (Tab.62). Pour le temps passé dans le milieu qui contient des papiers témoin et d'autre imbibés dans l'extrait aqueux de *R.farinacea*, les larves traitées passent  $1037,788\pm114,028$ secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 37 et un maximum de 2265 secondes. Ces dernières mettent  $851,292\pm107,903$ secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 34 et un maximum de 1755 secondes en présence des deux odeurs différents ( $F_{obs}=1,536 ; p=0,288$ ) (Tab.62).

Alors que les larves témoins passent plus de  $1330,758\pm82,030$  secondes dans le milieu témoin ( $F_{obs}=1,094 ; p=0,863$ ), et les larves traitées passent plus de  $1275,846\pm105,067$  secondes dans le milieu témoin ( $F_{obs}=1,431 ; p=0,382$ ) (Tab.62).

Concernant les larves témoins, elles passent plus de  $686,686\pm94,246$  secondes dans le milieu traités ( $F_{obs}=1,291 ; p=0,493$ ) par l'extrait aqueux de *R.farinacea*, et plus de  $681,848\pm119,357$  secondes pour les larves traitées dans le milieu traités ( $F_{obs}=1,368 ; p=0,353$ ), par l'extrait aqueux de *R.farinacea* (Tab.62).

**Tableau 62: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins & traitées**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
Larves témoins	Témoin X Traité (R.f)	Milieu témoin	22	1151,545±110,598	35,000	1780,000	269100,260	1,205	0,668
		Milieu traité (R.f)	28	1020,071±107,615	90,000	1740,000	324265,772		
	Témoin X Témoin	A	19	1379,947±103,375	290,000	1767,000	203039,608	1,094	0,863
		B	33	1330,758±82,030	52,000	1791,000	222056,002		
	Traité (R.f) X Traité (R.f)	A	29	522,483±91,134	41,000	1747,000	240854,901	1,291	0,493
		B	35	686,686±94,246	45,000	1683,000	310880,045		
Larves traitées	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
	Témoin X Traité (R.f)	Milieu témoin	33	1037,788±114,028	37,000	2265,000	429079,172	1,536	0,288
		Milieu traité (R.f)	24	851,292±107,903	34,000	1755,000	279434,824		
	Témoin X Témoin	A	26	1275,846±105,067	173,000	1790,000	287015,655	1,431	0,382
		B	24	1105,208±130,826	47,000	1841,000	410770,781		
	Traité (R.f) X Traité (R.f)	A	33	681,848±119,357	0,000	1751,000	470122,070	1,368	0,353
B		39	427,256±93,868	0,000	1756,000	343633,459			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P p-value unilatérale.]

➤ **Pupation des larves témoins et traités :**

Concernant l'observation de la pupation des larves témoins en présence du milieu témoin et traité en même temps nous avons noté que 28% des larves choisissent le milieu témoin tandis que 24% choisit la pupation dans le milieu traité, par contre 48% de ces derniers ne font pas leur choix en présence du milieu témoin et traité en même temps (**Tab.63**). L'observation de la pupation des larves traitées le milieu traité et par contre 64% de ces derniers ne font pas leur choix entre les deux milieux témoin et traité (**Tab.63**).

Pour les papiers imbibés des milieux de culture témoins, 10% des larves témoins ont marqué la présence de leur pupe sur ce dernier, et 90% d'entre elles ne font pas leur choix quand les deux milieux sont témoins (**Tab.63**). Alors que, 30% des larves traitées ont marqué la présence de leur pupe sur les milieux témoins et 70% ne font aucun choix (**Tab.63**).

Pour la pupation dans les boites contenant deux milieux traités, 48% des larves témoins ont choisis la pupation dans le milieu de culture testé comme on note l'absence de 52% de pupe après ces tests. En ce qui concerne la pupation des larves traitées, 10% ont marqué la présence de leur pupe dans les milieux traités et 90% ne font aucun choix (**Tab.63**).

**Tableau 63: Pupation des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *R.farinacea*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	10%	28%	/	30%	22%	/
<b>Milieu Traité</b>	/	24%	48%	/	14%	10%
<b>Aucun choix</b>	90%	48%	52%	70%	64%	90%

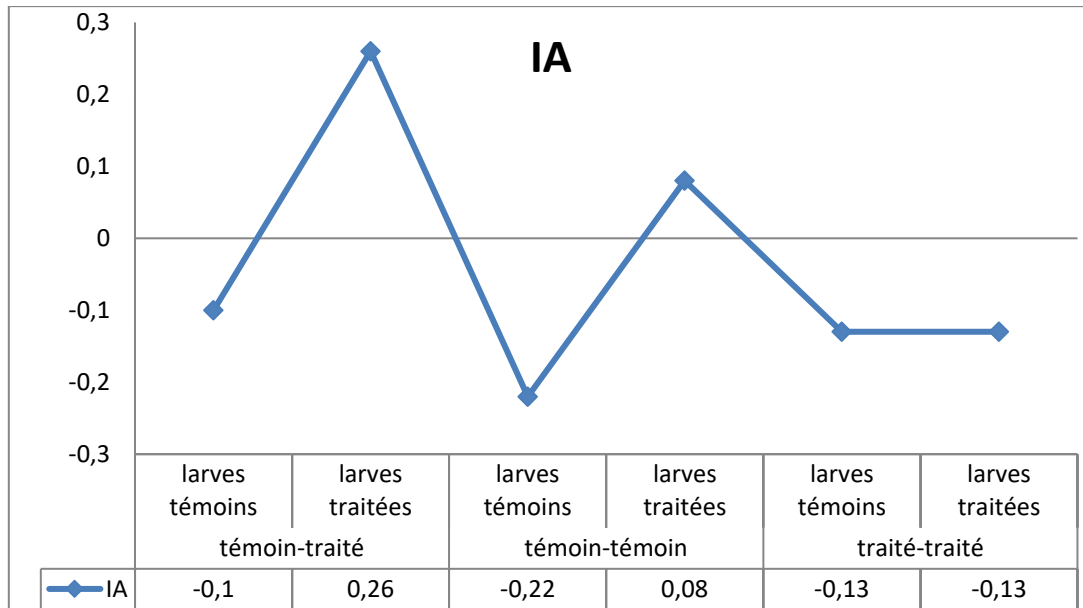
[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Indice d'attraction**

Le calcul de l'indice d'attraction (IA) confirme les résultats obtenus dans le tableau précédant et montre des valeurs positives qui indique que les larves témoins présentent un effet répulsif envers l'odeur du milieu traité par l'extrait aqueux de *R.farinacea* (**Tab.64**).

**Tableau 64: L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait aqueux de *R.farinacea*.**

Milieu	témoin-traité		témoin-témoin		traité-traité	
	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées
<b>IA</b>	-0,10	+0,26	-0,22	0.08	-0.13	-0.13



**Figure 40.** Représentation graphique de l'indice d'attraction des larves de *D.melanogaster* (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait aqueux de *R.farinacea*.

### 3.7. Effets de *R. farinacea* sur le comportement sexuel des adultes de *D. melanogaster*

#### 3.7.1. Effet de l'extrait éthanolique de *R. farinacea* (0,12 µg/ml) :

##### 3.7.1.1. Effet sur le taux des réussites d'accouplement :

Les résultats montrent que l'extrait éthanolique de *R.farinacea*, administré à une concentration subléthale de 0,12 µg/ml, diminue le taux d'accouplements réussis chez la mouche et ce, quelle que soit le sexe traité au sein d'un couple (dyade) (Tab. 65). Le taux de réussite d'accouplement est de 100 % chez les témoins alors qu'il atteint 25 à 40 % lorsque l'un des deux partenaires est traité avec la plante méditerranéenne (Tab. 65). Le taux des accouplements avortés (couples qui tentent de s'accoupler sans succès) est de 30 à 60% tandis que le nombre des accouplements nuls (ni tentative, ni accouplement) est entre 30 à 45 % chez les couples ou l'un des deux partenaires est traité, et nul chez les couples témoin et traités (Tab. 65).

**Tableau 65 :** Effets du *R.farinacea* (0,12µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de *D. melanogaster* (éthanolique)

	% accouplement		
	réussi	avorté	nul
♂Tm x ♀Tm	100	0	0
♂Tm x ♀R.f	25	30	45
♂R.f x ♀Tm	30	40	30
♂R.f x ♀R.f	40	60	0

[Tm : Témoin ; R.f : *R.farinacea*]

**3.7.1.2. Effet sur les différentes séquences conduisant à l'accouplement :**

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,12µg/ml) sur le temps du premier contact :**

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins, le temps du premier contact est d'une moyenne de 201,150±30,910seconde, avec un minimum de 45 secondes et un maximum de 541 secondes. Alors que chez les couples traités le temps moyen du premier contact est de 255,500± 59,130 secondes dont le minimum est 53 secondes et le maximum est de 964 secondes (**Tab. 66**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles établissent le premier contact avec ses pattes antérieures dans 47 à 569 secondes, avec une moyenne de 290,286±54,107 secondes. Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de 409,059± 111,010 secondes avec un minimum de 31 secondes et un maximum de 1480 secondes (**Tab. 66**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps enregistrés ( $F_{obs}=4,990$ ;  $p : 0,004$ ) (**Tab.66**).

**Tableau 66 : Temps du premier contact.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	14	17	16
<b>Moy ±SEM</b>	201,150±30,910	290,286±54,107	409,059±111,010	255,500±59,130
<b>Var</b>	19108,766	40985,297	209493,434	55942
<b>Min</b>	45	47	31	53
<b>Max</b>	541	569	1480	964
<b>F<sub>obs</sub></b>	4,990			
<b>P</b>	0,004**			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,12ug/ml) sur le nombre du premier attouchement :**

Chez les couples témoins, le nombre moyen du premier attouchement est de 3±0,653 attouchements, avec un minimum d'un attouchement de 1 et un maximum de 11attouchements. Pour les couples traités le nombre moyen du premier attouchement est de 5,188± 1,272 attouchements dont le minimum est 1 et le maximum est de 22 attouchements (**Tab. 67**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons noté que le nombre moyen du premier attouchement est de 3± 0,524 attouchements, avec un

minimum de 1 attouchement et un maximum de 8 attouchements. Les couples des mâles traités et des femelles témoins font 1 à 9 attouchements avec une moyenne de  $3,235 \pm 0,559$  attouchements (**Tab. 67**). L'analyse statique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre le nombre d'attouchement ( $F_{obs}=1,899$ ;  $p : 0,139$ ) (**Tab.67**).

**Tableau 67 : Nombre d'attouchement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	14	17	16
<b>Moy ±SEM</b>	3±0,653	3±0,524	3,235±0,559	5,188±1,272
<b>Var</b>	8,526	3,846	5,316	25,896
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	11	8	9	22
<b>F<sub>obs</sub></b>	1,899			
<b>P</b>	0,139			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-typedelamoyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,12µg/ml) sur le temps de la première vibration :**

Pour le temps de la première vibration, les résultats obtenus indiquent que chez les couples témoins, les mâles fait vibrer avec ses ailes dans 51 à 541 secondes avec une moyenne de  $211,150 \pm 31,177$  secondes, Mais nous avons notés les temps de vibration lorsque les couples sont traités, qui mettent en moyenne  $249,650 \pm 68,777$  secondes dont le minimum est de 59 secondes et le maximum est de 1159 secondes(**Tab.68**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles prennent de 56 à 1258 secondes pour établir cette étape avec une moyenne de  $431,556 \pm 79,943$ . Chez les couples lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins où nous avons enregistré un temps moyen de  $417,167 \pm 107,622$  secondes, avec un minimum de 31 secondes et un maximum de 1462 secondes (**Tab.68**). L'étude statistique indique qu'il existe des différences hautement significatives entre les différents temps de vibrations enregistrés ( $F_{obs}=5,806$ ;  $p:0,001$ ) (**Tab.68**).

**Tableau 68: Temps de la première vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	18	18	20
<b>Moy ±SEM</b>	211,150±31,177	431,556±79,943	417,167±107,622	249,650±68,777
<b>Var</b>	19440,134	115036,144	208486,029	94605,187
<b>Min</b>	51	56	31	59
<b>Max</b>	541	1258	1462	1159
<b>F<sub>obs</sub></b>	5,806			
<b>P</b>	0,001**			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-typedelamoyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité].

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,12ug/ml) sur le nombre de la première vibration :**

Chez les couples témoins, nous avons trouvé que le nombre de vibration est d'une moyenne de 14,050± 2,929 vibrations, avec un minimum de 1 et un maximum de 42 alors que la moyenne est de 28,700± 5,056 vibrations chez les couples traitées avec un minimum de 2 et un maximum de 77(Tab.69). Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées la moyenne est de 12,667± 2,775 vibrations, avec un minimum de 1 et un maximum de 37. Alors que chez les mâles sont traitées et les femelles sont témoins la moyenne est de 42,667± 7,192 vibrationsavec un minimum de 4 vibrations et un maximum de 102 vibrations (Tab.69). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de vibration ( $F_{obs}= 9,716$ ;  $p: <0,0001$ ) (Tab.69).

**Tableau 69 : Nombre de vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	18	18	20
<b>Moy ±SEM</b>	14.050±2.929	12.667±2.775	42.667±7.192	28.700±5.056
<b>Var</b>	171.524	138.588	930.941	511.168
<b>Min</b>	1	1	4	2
<b>Max</b>	42	37	102	77
<b>F<sub>obs</sub></b>	9.716			
<b>P</b>	<0.0001***			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-typedelamoyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,12µg/ml) sur le temps de premier léchage :**

Chez les couples témoins, les mâles lèche les sécrétions des femelles après un temps moyen de 284,450 ± 33,620 secondes et ce se fait dans 97 à 650 secondes, mais chez les couples traités, nous avons notés un temps moyen de 366,722± 74,973 secondes dont le minimum est de 66 secondes et le maximum est de 1258 secondes (Tab.70).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traités, nous avons enregistré un temps moyen de  $433,083 \pm 85,286$  secondes avec un minimum de 60 secondes et maximum de 1170 secondes, alors que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de 352,846 à 180,353 secondes (**Tab.70**). L'analyse statistique révèle qu'il n'existe pas des différences significatives entre les temps de premier léchage ( $F_{obs}=1,811$ ;  $p : 0,155$ )(**Tab.70**).

**Tableau 70: Temps du premier léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	12	13	18
<b>Moy ±SEM</b>	284,450±33,620	433,083±85,286	352,846±108,353	366,722±74,973
<b>Var</b>	22606,682	87284,629	152625,308	101177,507
<b>Min</b>	97	60	32	66
<b>Max</b>	650	1170	1343	1258
<b>F<sub>obs</sub></b>	1,811			
<b>P</b>	0,155			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,12µg/ml) sur le nombre de léchage :**

Nos résultats montrent que chez les couples témoins, le nombre de léchage est d'une moyenne de  $3,150 \pm 0,499$  léchage, avec un minimum de 1 léchage et maximum de 9 léchages, pour les couples traités on a une moyenne de  $9,944 \pm 1,587$  léchages dont le minimum est de 2 léchage et le maximum est de 22 léchages (**Tab. 71**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré une moyenne de  $5,833 \pm 1,370$  léchages, dont le minimum est de 1 et un maximum de 16 tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré une moyenne de  $13,615 \pm 3,178$  avec un minimum de 1 léchage et maximum de 34 léchages (**Tab.71**). Nous avons enregistré qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de léchage observé ( $F_{obs}= 18,746$  ;  $p : < 0,0001$ ) (**Tab.71**).

**Tableau 71 : Nombre de léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	12	13	18
<b>Moy ±SEM</b>	3,150±0,499	5,833±1,370	13,615±3,178	9,944±1,587
<b>Var</b>	4,976	22,515	131,256	45,350
<b>Min</b>	1	1	1	2
<b>Max</b>	9	16	34	22
<b>F<sub>obs</sub></b>	18,746			
<b>P</b>	< 0,0001***			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *Ramalina farinacea* (0,12µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement :**

Chez les couples témoins nous avons noté que le temps de la première tentative est d'une moyenne de 3,200±0,506 secondes, avec un minimum de 1 secondes et maximum de 9 secondes. Alors que lorsque les deux partenaires sont traités le temps moyen est de 5,500±1,172 secondes, avec un minimum de 1 secondes et maximum de 19 secondes (**Tab.72**). Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traités, le minimum est de 1 et un maximum de 8 secondes, avec une moyenne de 4,100± 0,836 secondes, alors que le minimum est de 1 et un maximum de 21secondes, avec une moyenne de 8,615± 1,849 lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins. L'analyse statistique montre qu'il existe des différences significatives entre les temps de tentatives ( $F_{obs}=3,470$  ;  $p : 0,022$ ) (**Tab.72**).

**Tableau 72: Temps de la première tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	10	13	18
<b>Moy ±SEM</b>	3,200±0,506	4,100±0,836	8,615±1,849	5,500±1,172
<b>Var</b>	5,116	6,689	44,423	24,735
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	9	8	21	19
<b>F<sub>obs</sub></b>	3,470			
<b>P</b>	0,022*			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,12µg/ml) sur le nombre de tentative d'accouplement :**

Les résultats de cette étude montrent que le nombre des tentatives effectuées par les mâles des couples témoins, affiche une moyenne de 3,200±0,506 tentatives dont le minimum est de 1 tentative et le maximum est de 9 tentatives. Pour les couples traités le nombre de tentatives est d'une moyenne de 5,500±1,172 tentatives avec un minimum de 1 tentative et un maximum de 19 tentatives (**Tab.73**).

Chez les couples des mâles témoins et des femelles traitées, nous avons enregistré de 1 à 8 tentatives, avec une moyenne de 4,100 ± 0,836, mais chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins le nombre de tentative est de 1 à 21 tentatives, avec une moyenne de 8,615±1,849 tentatives (**Tab. 73**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences significatives entre le nombre de tentative ( $F_{obs}=3,470$  ;  $p : 0,022$ ) (**Tab. 73**).

**Tableau 73 : Nombre de tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	10	13	18
<b>Moy ±SEM</b>	3,200±0,506	4,100±0,836	8,615±1,849	5,500±1,172
<b>Var</b>	5,116	6,989	44,423	24,735
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	9	8	21	19
<b>F<sub>obs</sub></b>	3,470			
<b>P</b>	0,022*			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *Ramalina farinacea* (0,12µg/ml) sur le temps d'accouplement de *D.melanogaster*.**

L'accouplement est effectué dans à secondes lorsque les deux partenaires sont témoins avec une moyenne de 485,150±64,382 secondes, avec un minimum de 112 secondes et un maximum de 1335 secondes. Pour les couples traités nous avons notés une moyenne de 366,250±90,573 secondes, avec un minimum de 101 et un maximum de 750 (**Tab.74**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles traités nous avons notés un temps moyen de 739,000±247,336 avec un minimum de 79 secondes et maximum de 1596 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps moyen de 930,500±283,752secondes, dont le minimum est de 58 secondes et le maximum est de 1677 secondes (**Tab. 74**).

L'étude statistique montre qu'il existe des différences hautement significatives entre le temps d'accouplement ( $F_{obs}=6,681$ ;  $p: 0,001$ ) (**Tab. 74**).

**Tableau 74: Temps du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	5	6	8
<b>Moy ±SEM</b>	485,150±64,382	739,000±247,336	930,500±283,752	366,250±90,573
<b>Var</b>	82900,871	305874,500	483090,700	65627,643
<b>Min</b>	112	79	58	101
<b>Max</b>	1335	1596	1677	750
<b>F<sub>obs</sub></b>	6,681			
<b>P</b>	0,001**			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *Ramalina farinacea* (0,12µg/ml) sur la durée d'accouplement de *D.melanogaster*.**

Chez les couples témoins, nous avons observé que la durée d'accouplement est d'une moyenne de 1058,100±93,620 secondes, avec un minimum de 3 secondes et un maximum de 1624 secondes, alors que chez les couples traités, la durée d'accouplement est d'une moyenne de 1340,375±89,901 secondes, avec un minimum de 1110 secondes et un maximum de 1696 secondes (**Tab.75**).

Les couples des mâles témoins et des femelles traitées, la durée moyenne de l'accouplement est de 264 à 1641 secondes, avec une moyenne de 1069.000±225.865 secondes. Mais lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins, la durée est de 123 à 1460 secondes, avec une moyenne de 714±217,351(**Tab.75**). Nous avons enregistré aucune différences significatives entre la durée du premier accouplement ( $F_{obs} = 1,089$  ;  $p : 0,367$ ) (**Tab. 75**).

**Tableau 75: durée du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	5	6	8
<b>Moy ±SEM</b>	1058,100±93,620	1069,000±225,865	714±217,351	1340,375±89,901
<b>Var</b>	175295,252	255074,5	283449,2	64656,839
<b>Min</b>	3	264	123	1110
<b>Max</b>	1624	1641	1460	1624
<b>F<sub>obs</sub></b>	1,089			
<b>P</b>	0,367			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

**3.7.2. Effet de l'extrait aqueux de *R. farinacea* (0,16 µg/ml) :**

**3.7.2.1. Effet sur le taux des réussites d'accouplement :**

Les résultats montrent que l'extrait aqueux de *R.farinacea*, administré à une concentration sublétales de 0,16 µg/ml, diminue le taux d'accouplements réussis chez la mouche et ce, quelle que soit le sexe traité au sein d'un couple (dyade) (**Tab. 76**). Le taux de réussite d'accouplement est de 100 % chez les témoins alors qu'il atteint 30 % lorsque l'un des deux partenaires est traité avec la plante méditerranéenne (**Tab. 76**). Le taux des accouplements avortés (couples qui tentent de s'accoupler sans succès) est de 10% tandis que

le nombre des accouplements nuls (ni tentative, ni accouplement) est plus important chez les couples traités (Tab. 76).

**Tableau 76 : Effets du *R.farinacea* (0,16µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de *D. melanogaster* (aqueux)**

	% accouplement		
	réussi	avorté	nul
♂Tm x ♀Tm	100	0	0
♂Tm x ♀R.f	5	5	90
♂R.f x ♀Tm	5	10	85
♂R.f x ♀R.f	30	10	60

[Tm : Témoin ; R.f : *R.farinacea*]

### 3.7.2.2. Effet sur les différentes séquences conduisant à l'accouplement :

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,16µg/ml) sur le temps du premier contact :**

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins, le temps du premier contact est d'une moyenne de 201,150±30,910 secondes, avec un minimum de 45 secondes et un maximum de 541 secondes. Alors que chez les couples traités le temps moyen du premier contact est de 529,923±117,576 secondes dont le minimum est 75 secondes et le maximum est de 1590 secondes (Tab. 77).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles établissent le premier contact avec ses pattes antérieures dans 80 à 7800 secondes, avec une moyenne de 912,316±396,259 secondes. Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de 495,846± 77,261 secondes avec un minimum de 110 secondes et un maximum de 1047 secondes (Tab. 77).

La comparaison des variances montre qu'il existe des différences significatives entre les temps enregistrés ( $F_{obs}=3,013$ ;  $p : 0,037$ ) (Tab. 77).

**Tableau 77 : Temps du premier contact.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	19	13	13
<b>Moy ±SEM</b>	201,150±30,910	912,316±396,259	495,846± 77,261	529,923±117,576
<b>Var</b>	19108,766	2983401,450	77600,308	179714,910
<b>Min</b>	45	80	110	75
<b>Max</b>	541	7800	1047	1590
<b>F obs</b>	3,013			
<b>P</b>	0,037*			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité].

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,16µg/ml) sur le nombre du premier attouchement :**

Chez les couples témoins, le nombre moyen du premier attouchement est de  $3 \pm 0,653$  attouchements, avec un minimum d'un attouchement de 1 et un maximum de 11 attouchements. Pour les couples traités le nombre moyen du premier attouchement est de  $2,000 \pm 0,494$  attouchements dont le minimum est 1 et le maximum est de 7 attouchements (**Tab. 78**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons noté que le nombre moyen du premier attouchement est de  $1,684 \pm 0,203$  attouchements, avec un minimum de 1 attouchement et un maximum de 4 attouchements. Les couples des mâles traités et des femelles témoins font 1 à 6 attouchements avec une moyenne de  $2,067 \pm 0,345$  attouchements (**Tab.78**).L'analyse statique montre qu'il existe des différences significatives entre le nombre d'attouchement ( $F_{obs}=3,299$  ;  $p : 0,026$ ) (**Tab. 78**).

**Tableau 78 : Nombre d'attouchement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	19	15	13
<b>Moy ±SEM</b>	$3 \pm 0,653$	$1,684 \pm 0,203$	$2,067 \pm 0,345$	$2,000 \pm 0,494$
<b>Var</b>	8,526	0,203	0,345	3,167
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	11	4	6	7
<b>F<sub>obs</sub></b>	3,299			
<b>P</b>	0,026*			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-typedelamoyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Ramalinafarinacea* (0,16µg/ml) sur le temps de la première vibration :**

Pour le temps de la première vibration, les résultats obtenus indiquent que chez les couples témoins, les mâles fait vibrer avec ses ailes dans 51 à 541 secondes avec une moyenne de  $211,150 \pm 31,177$  secondes, Mais nous avons notés les temps de vibration lorsque les couples sont traités, qui mettent en moyenne  $695,286 \pm 119,912$  secondes dont le minimum est de 30 secondes et le maximum est de 1587 secondes (**Tab.79**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles prennent de 95 à 1735 secondes pour établir cette étape avec une moyenne de  $931,538 \pm 140,830$ . Chez les couples lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins où nous avons enregistré un temps moyen de  $693,167 \pm 104,814$  secondes, avec un minimum de 86

secondes et un maximum de 1240 secondes (**Tab.79**).L'étude statistique indique qu'il existe des différences très hautement significatives entre les différents temps de vibrations enregistrés ( $F_{obs}=8,316$  ;  $p : 0,000$ ) (**Tab.79**).

**Tableau 79: Temps de la première vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	13	12	14
<b>Moy ±SEM</b>	211,150±31,177	693,167 ± 104,814	931,538± 140,830	295,286 ± 119,912
<b>Var</b>	19440,134	115036,144	208486,029	94605,187
<b>Min</b>	51	95	86	30
<b>Max</b>	541	1735	1240	1587
<b>F<sub>obs</sub></b>	8,316			
<b>P</b>	0,000***			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité].

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,16µg/ml) sur le nombre de la première vibration :**

Chez les couples témoins, nous avons trouvé que le nombre de vibration est d'une moyenne de  $14,050 \pm 2,929$  vibrations, avec un minimum de 1 et un maximum de 42 alors que la moyenne est de  $2,625 \pm 0,491$  vibrations chez les couples traités avec un minimum de 0 et un maximum de 7 (**Tab.80**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées la moyenne est de  $4 \pm 1,743$  vibrations, avec un minimum de 1 et un maximum de 24. Alors que chez les mâles sont traitées et les femelles sont témoins la moyenne est de  $4,167 \pm 1,576$  vibrations avec un minimum de 1 vibrations et un maximum de 20 vibrations (**Tab.80**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de vibration ( $F_{obs} = 9,551$  ;  $p : < 0,0001$ ) (**Tab.80**).

**Tableau 80 : Nombre de vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	13	12	16
<b>Moy ±SEM</b>	14,050±2,929	4± 1,743	4,167±1,576	2,625± 0,491
<b>Var</b>	171,524	39,500	29,788	3,850
<b>Min</b>	1	1	1	0
<b>Max</b>	42	24	20	7
<b>F<sub>obs</sub></b>	9,551			
<b>P</b>	< 0,0001***			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-typedelamoyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,16µg/ml) sur le temps de premier léchage :**

Chez les couples témoins, les mâles lèchent les sécrétions des femelles après un temps moyen de  $284,450 \pm 33,620$  secondes et ce se fait dans 97 à 650 secondes, mais chez les couples traités, nous avons notés un temps moyen de  $911,600 \pm 122,742$  secondes dont le minimum est de 433 secondes et le maximum est de 1590 secondes (**Tab.81**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traités, nous avons enregistré un temps moyen de  $511,500 \pm 177,772$  secondes avec un minimum de 132 secondes et maximum de 990 secondes, alors que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de 831,250 à 261,274 secondes (**Tab.81**).L'analyse statistique révèle qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps de premier léchage ( $F_{obs}=5,487$ ;  $p : 0,003$ )(**Tab.81**).

**Tableau 81: Temps du premier léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	4	4	10
<b>Moy ±SEM</b>	284,450±33,620	511,500± 177,772	831,250± 261,274	911,600± 122,742
<b>Var</b>	22606,682	126411,667	273056,250	150654,933
<b>Min</b>	97	132	125	433
<b>Max</b>	650	990	1340	1590
<b>F<sub>obs</sub></b>	5,487			
<b>P</b>	0,003**			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,16µg/ml) sur le nombre de léchage :**

Nos résultats montrent que chez les couples témoins, le nombre de léchage est d'une moyenne de  $3,150 \pm 0,499$  léchage, avec un minimum de 1 léchage et maximum de 9 léchages, pour les couples traités on a une moyenne de  $1,900 \pm 0,407$  léchages dont le minimum est de 1 léchage et le maximum est de 4 léchages (**Tab. 82**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré une moyenne de  $2,750 \pm 0,854$  léchages, dont le minimum est de 1 et un maximum de 5 tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré une moyenne de  $3,600 \pm 1,435$  avec un minimum de 1 léchage et maximum de 9 léchages (**Tab.82**).Nous avons enregistré qu'il n'existe pas des différences significatives entre le nombre de léchage observé ( $F_{obs}=1,250$ ;  $p : 0,306$ ) (**Tab.82**).

**Tableau 82: Nombre de léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	4	5	10
<b>Moy ±SEM</b>	3,150±0,499	2,750 ± 0,854	3,600±1,435	1,900± 0,407
<b>Var</b>	4,976	2,917	10,300	1,656
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	9	5	9	4
<b>F<sub>obs</sub></b>	1,250			
<b>P</b>	0,306			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *Ramalina farinacea* (0,16µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement :**

Chez les couples témoins nous avons noté que le temps de la première tentative est d'une moyenne de 302,500±36,337 secondes, avec un minimum de 75 secondes et maximum de 650 secondes. Alors que lorsque les deux partenaires sont traités le temps moyen est de 911,600±122,742 secondes, avec un minimum de 433 secondes et maximum de 1590 secondes (**Tab. 83**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traités, le minimum est de 19 et un maximum de 1108 secondes, avec une moyenne de 1089± 19 secondes, alors que le minimum est de 125 et un maximum de 1340 secondes, avec une moyenne de 831,250± 261,274 lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins. L'analyse statistique montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps de tentatives ( $F_{obs}=6,609$  ;  $p : 0,001$ ) (**Tab.83**).

**Tableau 83 : Temps de la première tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	2	4	10
<b>Moy ±SEM</b>	3,200±0,506	1089± 19	831,250± 261,274	911,600± 122,742
<b>Var</b>	5,116	722	273056,250	150654,933
<b>Min</b>	1	19	125	433
<b>Max</b>	9	1108	1340	1590
<b>F<sub>obs</sub></b>	6,609			
<b>P</b>	0,001**			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité].

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,16µg/ml) sur le nombre de tentative d'accouplement :**

Les résultats de cette étude montrent que le nombre des tentatives effectuées par les mâles des couples témoins, affiche une moyenne de  $3,200 \pm 0,506$  tentatives dont le minimum est de 1 tentative et le maximum est de 9 tentatives. Pour les couples traités le nombre de tentatives est d'une moyenne de  $1,500 \pm 0,500$  tentatives avec un minimum de 1 tentative et un maximum de 4 tentatives (**Tab.84**).

Chez les couples des mâles témoins et des femelles traitées, nous avons enregistré de 2 à 3 tentatives, avec une moyenne de  $2,500 \pm 0,500$ , mais chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins le nombre de tentative est de 1 à 8 tentatives, avec une moyenne de  $2,833 \pm 1,138$  tentatives (**Tab. 84**). La comparaison des variances montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre le nombre de tentative ( $F_{obs}=1,922$  ;  $p: 0,147$ ) (**Tab. 84**).

**Tableau 84 : Nombre de tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	2	6	6
<b>Moy ±SEM</b>	$3,200 \pm 0,506$	$2,500 \pm 0,500$	$2,833 \pm 1,138$	$1,500 \pm 0,500$
<b>Var</b>	5,116	0,500	7,767	1,500
<b>Min</b>	1	2	1	1
<b>Max</b>	9	4	8	4
<b>F<sub>obs</sub></b>	1,929			
<b>P</b>	0,147			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,16µg/ml) sur le temps d'accouplement de *D.melanogaster*.**

L'accouplement est effectué dans à secondes lorsque les deux partenaires sont témoins avec une moyenne de  $485,150 \pm 64,382$  secondes, avec un minimum de 112 secondes et un maximum de 1335 secondes. Pour les couples traités nous avons notés une moyenne de  $784,600 \pm 232,842$  secondes, avec un minimum de 209 et un maximum de 1607 (**Tab. 85**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles traités nous avons notés un temps moyen de  $1084 \pm 0$  avec 1084 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps moyen de  $874 \pm 0$  secondes, avec 874 secondes (**Tab.85**). L'étude statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre le temps d'accouplement ( $F_{obs}=1,566$ ;  $p: 0,225$ ) (**Tab. 85**).

**Tableau 85 : Temps du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	1	1	5
<b>Moy ±SEM</b>	485,150±64,382	1084	874	784,600±232,842
<b>Var</b>	82900,871	0	0	520,650
<b>Min</b>	112	1084	874	209
<b>Max</b>	1335	1084	874	1607
<b>F<sub>obs</sub></b>	1,566			
<b>P</b>	0,225			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Ramalina farinacea* (0,16µg/ml) sur la durée d'accouplement de *D.melanogaster*.**

Chez les couples témoins, nous avons observé que la durée d'accouplement est d'une moyenne de 1058,100±93,620 secondes, avec un minimum de 3 secondes et un maximum de 1624 secondes, alors que chez les couples traités, la durée d'accouplement est d'une moyenne de 1163,600±125,627 secondes, avec un minimum de 904 secondes et un maximum de 1591 secondes (**Tab. 86**).

Les couples des mâles témoins et des femelles traitées, la durée moyenne de l'accouplement est de 716 secondes, avec une moyenne de 716 secondes. Mais lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins, la durée est de 926 secondes, avec une moyenne de 926 (**Tab.86**). Nous avons enregistré aucunes différences significatives entre la durée du premier accouplement ( $F_{obs} = 1,189$  ;  $p : 0,336$ ) (**Tab. 86**).

**Tableau 86: durée du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	1	1	<b>5</b>
<b>Moy ±SEM</b>	1058,100±93,620	716	926	1163,600±125,627
<b>Var</b>	175295,252	0	0	78910,300
<b>Min</b>	3	716	926	904
<b>Max</b>	1624	716	926	1591
<b>F<sub>obs</sub></b>	1,189			
<b>P</b>	0,336			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

### 3.8. Effet de *Ramalina farinacea* sur le comportement d'oviposition des femelles de *D. melanogaster* :

#### 3.8.1. Effet de l'extrait éthanolique de *Ramalina farinacea* (0,12 µg/ml) :

##### 3.8.1.1. Effet sur le choix d'oviposition

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles témoins :**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples témoins sur le milieu témoin est de 84,190±40,243 un minimum de 5 et un maximum de 884, par contre les couples témoin ne pondaient pas dans le milieu traité. L'analyse statistique montre qu'il existe des différences significatives entre les deux choix ( $p : 0,043$ ) (**Tab. 87**).

Les femelles de *D. melanogaster* témoins avec les extraits éthanolique de *Ramalina farinacea* préfèrent le milieu témoin avec un maximum 56 de larves et un minimum de 5 larves, avec une moyenne de 32,55 ±3,6190 larves, tandis que l'absence totale des larves dans le milieu traité (**Tab.87**), la comparaison des moyennes montre qu'il existe des différences très hautement significations entre les choix d'oviposition établis ( $p : < 0,0001$ ).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles témoins**

Les résultats montrent que les femelles témoins accouplées avec des mâles traités avec l'extrait éthanolique, peuvent pondre jusqu'à 17œufs dans le milieu témoin avec une moyenne de 5,200±0,977 œufs et jusqu'à 28 œufs dans les milieux traitées avec le même extrait dont la moyenne de 7,900±1,3196 œufs (**Tab. 87**). Cependant l'analyse statistique montre aucune différence significative entre les nombres de œufs ( $p : 0,296$ ) (**Tab. 87**).

Les femelles de *D. melanogaste* témoins couplés avec des mâles traités aux extraits éthanolique de *Ramalina farinacea* dans le milieu témoin avec un maximum de 9 larves et une moyenne de 1,7±0,657 larves. Dans le milieu traité un maximum de 19 larves et avec une moyenne de 2,050 ±0,966 larves. (**Tab.87**), l'analyse statistique montre aucune des différences significatives entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,800$ ) (**Tab. 87**).

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles traitées :**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles témoins et femelles traitées sur le milieu traité est de 11,25 ±1,592 œufs dont le maximum est de 29, tandis que celui déposé sur le milieu témoin est de 7,45±1,206 œufs dont le maximum est de 20 œufs (**Tab.**

87). Cependant l'analyse statistique par le test t de Student montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les choix établis ( $p : 0,257$ ) (**Tab. 87**).

Les femelles de *D. melanogaster* traité couplés avec des mâles témoins aux extraits d'éthanolique de *Ramalina farinacea* préfèrent le milieu traité avec un maximum de 29 larves et une moyenne de  $4,000 \pm 1,577$  (**Tab. 87**). Et jusqu'à 20 larve dans milieu témoin avec une moyenne de  $1,6 \pm 1,054$ , l'analyse statistique montre aucune différence significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,240$ ) (**Tab. 87**).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles traitées**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles traité et femelles traitées dans le milieu témoin avec une moyenne est de  $8,800 \pm 1,9703$  œuf dont le maximum est de 30 œufs, tandis que celui déposé sur le milieu traité est de  $11,25 \pm 1,820$  œufs dont le maximum est de 32 œufs (**Tab.87**). Cependant l'analyse statistique montre aucune différence significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,640$ ) (**Tab.87**).

Les larves issues de ce croisement sont en moyenne de  $2,500 \pm 1,333$  larves dans le milieu traité avec un maximum de 26 larves et de  $2,050 \pm 0,766$  larves dans le milieu témoins avec un maximum de 10 larves. L'analyse statistique montre aucune différence significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,562$ ) (**Tab.87**).

**Tableau 87: Effet de l'extrait éthanolique de *Ramalina farinacea* sur le nombre total des œufs et des larves issues du quatre croisement**

Couples	Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	Nombre des œufs pondus dans le milieu R.f	$t_{obs}$	$p$	Nombre des larves dans le milieu témoin	Nombre des larves dans le milieu R.f	$t_{obs}$	$p$
♂Tm X ♀Tm	84,190±40,243	/	4,375	0,043 *	32,55 ± 3,6190	/	56,916	<0,000 1***
♂ R.f X ♀ R.f	8,800 ± 1,9703	11,25±1,820			2,050±0,766	2,500±1,333		
♂Tm X ♀ R.f	7,45±1,206	11,25 ± 1,592	1,326	0,257	1,6±1,054	4,000±1,577	1,426	0,240
♂ R.f X ♀Tm	5,200±0,977	7,900±1,3196	1,122	0,296	1,7 ± 0,657	2,050 ± 0,966	0,065	0,800

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum]

Le tableau 88 présente l'attractivité des femelles fécondées (qui ont subi un accouplement réussi) dans le choix du site de ponte. Il semble que les femelles témoins (n= 20) déposent leurs œufs dans le milieu témoin testé seulement ( $p: 1,000$ ). Les résultats ne montrent aucune différence significative entre les deux choix.

Sur les 18 couples traités testés, 18 femelles sont attirées par le milieu témoin et par le milieu traité ; donc il n'existe pas des différences significatives entre les deux choix ( $p : 1,000$ ).

Chez les 20 couples dont le male est témoin et la femelle est traitée ; 18 femelles sont attirée par le milieu témoin; là où elle pond tous ses œufs, tandis que 2 femelles ne le sont pas. Cela explique qu'il n'y a aucune différences significatives ( $p : 1,000$ ). Pour le milieu traité ; 20 femelles sont attirées, les résultats montrent qu'il n'existe pas des différences significatives. ( $p : 1,000$ ).

Dans les croisements où la femelle est témoin et le male est traité ; 17 femelles préfèrent pondre leurs œufs dans le milieu témoin avec un p de ( $p : 1,000$ ) cela montre qu'il n'existe pas des différences significatives. En analysant leur comportement envers le milieu traité au *Ramalina farinacea* (0,12 µg/ml), les femelles témoins se montrent attirées par l'odeur de ce milieu (19 femelles avec  $p : 1,000$ ).

**Tableau 88: Effet d'une concentration des feuilles de *Ramalina farinacea* (0,12 µg/ml) sur le choix du site de ponte chez *D. melanogaster***

	N	Milieu témoin			Milieu traité		
		A	NA	P	A	NA	P
♂Tm x ♀Tm	20	20	0	1,000 S	0	20	1,000 S
♂Tm x ♀Tr	20	18	2	1,000	20	0	1,000
♂Tr x ♀Tm	19	17	2	1,000	19	0	1,000
♂Tr x ♀Tr	18	18	0	1,000	18	0	1,000

### 3.8.1.2. Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanolique de *Ramalina farinacea* (0,12µg/ml) :

Le tableau 89 présente l'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* (n= 20) en présence d'extrait éthanolique de *Ramalina farinacea*.

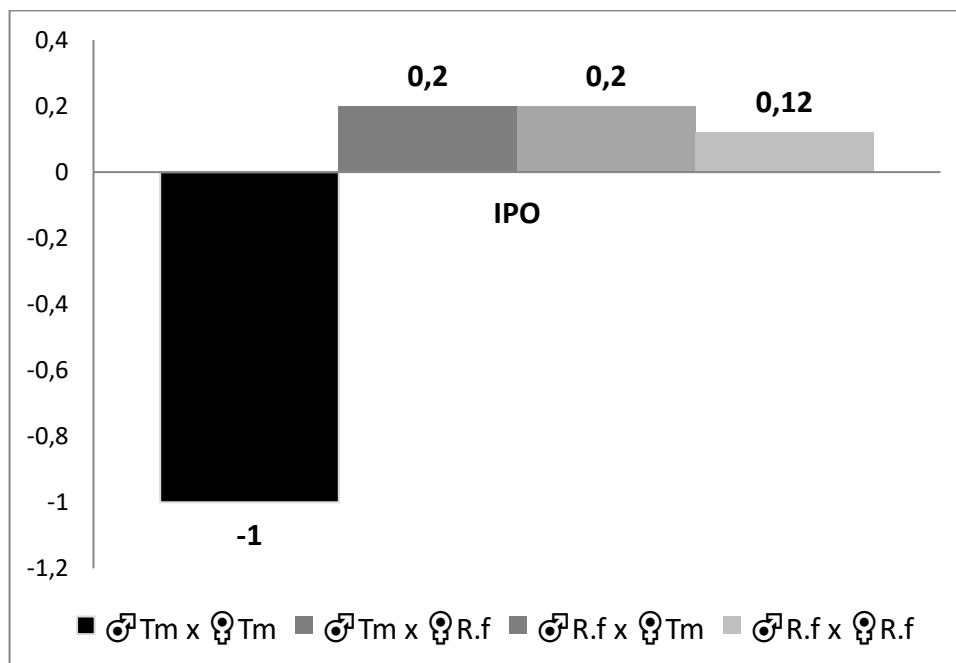
Les couples témoins préfèrent le milieu témoin avec un indice de préférence négative - 1 respectivement. Les résultats montrent qu'il existe une répulsion à cause de l'effet négative de l'extrait éthanolique de *Ramalina farinacea* qui n'attire pas les femelles *D.melanogaster*.

Un IPO positive a été enregistré chez les couples traités +0,12 et la femelle témoin couplée avec le mâle traité + 0,20, ainsi que les couples où la femelle est traitée et le male

témoin + 0,20. Cependant les résultats montrent une attraction appréciable sur le milieu traité c'est-à-dire l'extrait éthanolique attire les femelles de *D.melanogaster*.

**Tableau 89 : Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanolique de *Ramalina farinacea* (0,12 µg/ml)**

Couple	♂Tm x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tm	♂Tr x ♀Tr
IPO	-1	+0,20	+0,20	+0,12



**Figure 41 : Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanolique de *Ramalina farinacea* (0,12 µg/ml)**

### 3.8.2. Effet de l'extrait aqueux de *Ramalina farinacea* (0.16µg/ml) :

#### 3.8.2.1. Effet sur le choix d'oviposition

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles témoins :**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples témoins sur le milieu témoin est de 66,080±50,100 avec un minimum de 3 et un maximum de 770, par contre les couples témoin pondaient dans le milieu traité avec une moyenne de 3.128 ±4.150. L'analyse statistique montre qu'il existe des différences significatives entre les deux choix ( $p : 0,157$ ) (**Tab.90**).

Les femelles de *D. melanogaster* témoins avec les extraits aqueux de *Ramalina farinacea* préfèrent le milieu témoin avec un maximum 41 de larves et un minimum de 8

larves, avec une moyenne de  $19,41 \pm 2,814$  larves, tandis que  $1.100 \pm 1.350$  larves dans le milieu traité, la comparaison des moyennes montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les choix d'oviposition établis ( $p : < 0,0001$ ) (**Tab.90**).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles témoins**

Les résultats montrent que les femelles témoins accouplés avec des mâles traités avec l'extrait aqueux, peuvent pondre jusqu'à 12 œufs dans le milieu témoin avec une moyenne de  $5,000 \pm 1,112$  œufs et jusqu'à 9 œufs dans les milieux traités avec le même extrait dont la moyenne de  $2,778 \pm 0,572$  œufs (**Tab.90**). Cependant l'analyse statistique montre des différences significative entre les nombres de œufs ( $p : 0,049$ ) (**Tab. 90**).

Les femelles de *D. melanogaster* témoins couplés avec des mâles traités aux extraits aqueux de *Ramalina farinacea* dans le milieu témoin avec un maximum de 6 larves et une moyenne de  $3,750 \pm 0,854$  larves. Tandis que l'absence totale des larves dans le milieu traité. (**Tab.90**), la comparaison des moyennes montre qu'il existe des différences très hautement significative ( $p : < 0,0001$ ) (**Tab. 90**).

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles traitées :**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles témoins et femelles traitées sur le milieu traité est de  $4,000 \pm 1,087$  œufs dont le maximum est de 12, tandis que celui déposé sur le milieu témoin est de  $6,500 \pm 1,459$  œufs dont le maximum est de 19 œufs (**Tab. 90**). Cependant l'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les choix établis ( $p : 0,246$ ) (**Tab. 90**).

Les femelles de *D. melanogaster* traité couplés avec des mâles témoins aux extraits aqueux de *Ramalina farinacea* préfèrent le milieu témoin avec un maximum de 7 larves et une moyenne de  $3,800 \pm 0,970$  (**Tab. 90**) et jusqu'à 4 larves dans milieu traité avec une moyenne de  $2,500 \pm 1,500$ , l'analyse statistique montre aucune différence significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,718$ ) (**Tab. 90**).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles traitées**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles traité et femelles traitées dans le milieu témoin avec une moyenne est de  $11,231 \pm 3,416$  œufs dont le maximum est de 49 œufs, tandis que celui déposé sur le milieu traité est de  $4,429 \pm 1,192$  œufs dont le

maximum est de 9 œufs (Tab.90). Cependant l'analyse statistique montre aucune différence significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,201$ ) (Tab.190).

Les larves issues de ce croisement sont en moyenne de  $3,500 \pm 1,180$  larves dans le milieu témoins avec un maximum de 11 larves et de  $1,250 \pm 0,250$  larves dans le milieu traité avec un maximum de 2 larves. L'analyse statistique montre aucune différences significatives entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,103$ ) (Tab.90).

**Tableau 90 : Effet de l'extrait aqueux de *Ramalina farinacea* sur le nombre total des œufs et des larves issues du quatre croisements**

Couples	Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	Nombre des œufs pondus dans le milieu R.f	$t_{obs}$	$p$	Nombre des larves dans le milieu témoin	Nombre des larves dans le milieu R.f	$t_{obs}$	$p$
♂Tm X ♀Tm	66,080 ± 50,100	3.128 ± 4.150	5,251	0.157*	19,41 ± 2,814	1.100 ± 1.350	52,72 2	<0,000 1***
♂ R.f X ♀ R.f	11,231 ± 3,416	4,429 ± 1,192	/	/	3.500 ± 1.180	0.250 ± 0.250	3,226	0.103
♂Tm X ♀ R.f	7,45 ± 1,206	4,000 ± 1,087	1,423	0,246	3.800 ± 0,970	2,500 ± 1,500	0,146	0,718
♂ R.f X ♀Tm	5,000 ± 1,112	2,778 ± 0,572	4,619	0,049 *	3,750 ± 0,854	/	5,786	<0,000 1***

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum]

Le tableau 91 présente l'attractivité des femelles fécondées (qui ont subi un accouplement réussi) dans le choix du site de ponte. Il semble que les femelles témoins (n= 20) déposent leurs œufs dans le milieu témoin testé seulement ( $p : 1,000$ ). Les résultats ne montrent aucune différence significative entre les deux choix.

Sur les 13 couples traités testés, 13 femelles sont attirées par le milieu témoin ( $p : 1,000$ ), par contre 7 femelles sont attirées par le milieu traité et 6 femelles ne le sont pas, donc il n'existe pas des différences significatives entre les deux choix

Chez les 11 couples dont le male est témoin et la femelle est traitée ; 11 femelles sont attirées par le milieu témoin et par le milieu traité ; donc il n'existe pas des différences significatives entre les deux choix ( $p : 1,000$ ).

Dans les croisements où la femelle est témoin et le male est traité ; 10 femelles préfèrent pondre leurs œufs dans le milieu témoin avec un p de ( $p : 1,000$ ) cela montre qu'il n'existe pas des différences significatives. En analysant leur comportement envers le milieu traité

au *Ramalina farinacea* (0,16 µg/ml), les femelles témoins se montrent attirées par l'odeur de ce milieu (8 femelles avec  $p : 0,947$ ).

**Tableau 91: Effet d'une concentration de *Ramalina farinacea* (0,16 µg/ml) sur le choix du site de ponte chez *D. melanogaster***

	N	Milieu témoin			Milieu traité		
		A	NA	P	A	NA	P
♂Tm x ♀Tm	20	20	0	1,000 S	0	20	1,000 S
♂Tm x ♀Tr	11	11	0	1,000	11	0	1,000
♂Tr x ♀Tm	10	10	0	1,000	8	2	0,947
♂Tr x ♀Tr	13	13	0	1,000	7	6	0.790NS

**3.8.2.2. Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait aqueux de *Ramalina farinacea* (0,16µg/ml) :**

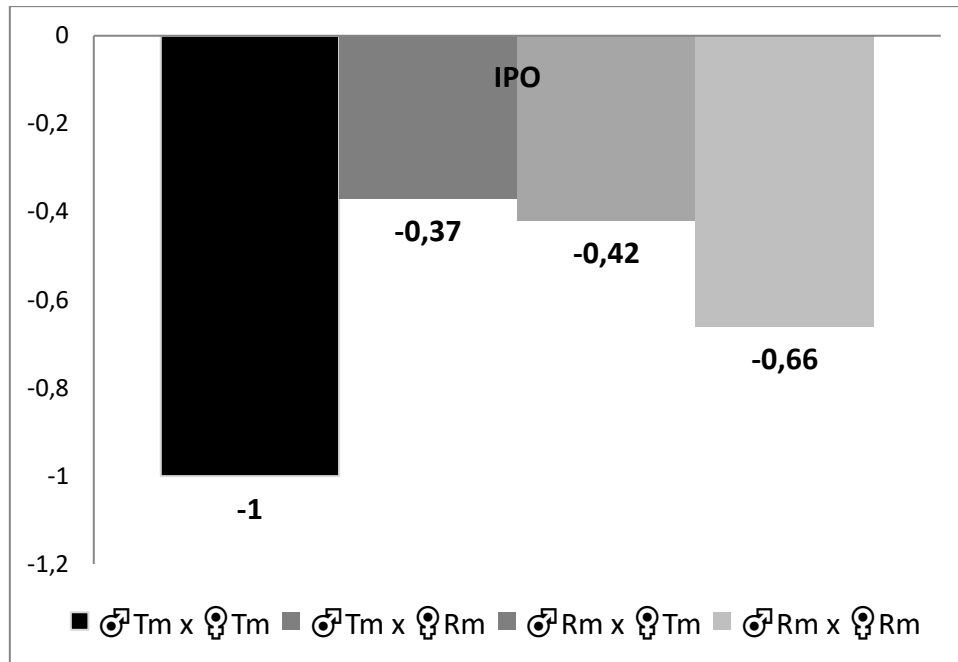
Le tableau 92 présente l'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* (n= 20) en présence d'extrait aqueux de *Ramalina farinacea*.

Les couples témoins préfèrent le milieu témoin avec un indice de préférence négative - 1 respectivement. Les résultats montrent qu'il existe une répulsion à cause de l'effet négative de l'extrait aqueux de *Ramalina farinacea* qui n'attire pas les femelles *D. melanogaster*.

Un IPO négative a été enregistré aussi chez les couples traités -0,66 et la femelle témoin couplée avec le mâle traité -0,42, ainsi que les couples ou la femelle est traitée et le male témoin - 0,37. Cependant les résultats montrent une répulsion appréciable sur le milieu traité c'est-à-dire l'extrait aqueux n'attire pas les femelles de *D. melanogaster*.

**Tableau 92 : Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait Aqueux de *Ramalina farinacea* (0,16 µg/ml)**

Couple	♂Tm x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tm	♂Tr x ♀Tr
IPO	-1	-0,37	-0,42	-0,66



**Figure 42: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait Aqueux de *Ramalinafarinacea* (0,16 µg/ml)**

### 3.9. Effet de *L.pulmonaria* sur la mortalité et le développement de *D.melanogaster* :

#### 3.9.1. Effet de l'extrait ethanologique :

Le tableau 93 illustre l'évolution des taux de mortalité chez *D. melanogaster* en fonction du temps d'exposition en utilisant les différentes concentrations des extraits issus de la décoction de *L. pulmonaria*. Les résultats montrent que les extraits ethanologique de *L. pulmonaria* agissent sur la durée de développement larvaire et sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée

Après correction des taux de la mortalité observée, nous avons enregistré aucun taux de mortalité au 2<sup>ème</sup>, 5<sup>ème</sup> et 10<sup>ème</sup> jour du traitement par contre nous avons enregistré des taux de mortalité allant jusqu'à 70% après 15 jours de traitement avec la plus faible concentration 0,5 µg/ml (**Tab. 93**).

Quand on traite les larves de L2de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 1 µg/ml les taux de mortalité enregistrés arrivent à 100% au 15<sup>ème</sup> jour de traitement (**Tab. 93**).

Les taux de la mortalité obtenus par la concentration 2 µg/ml sont de 0 % au 2<sup>ème</sup>, 5<sup>ème</sup> et 10<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 95% après 15 jours (**Tab. 93**).

Les trois concentrations utilisées présentent une forte activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours après le traitement) (**Tab.93**). On arrive à tués 91% de la population après 15 jours de traitement (**Tab.93**). Il existe des différences hautement significatives entre les taux de mortalité enregistrée en fonction des concentrations et des temps d'exposition ( $p$ : 0,004 ; 0,006 ; 0,001) (**Tab. 93**).

**Tableau 93 : Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de *L. pulmonaria***

	<b>0,40µg/ml</b>	<b>0,5 µg/ml</b>	<b>1 µg/ml</b>	<b>F<sub>obs</sub></b>	<b>p</b>
<b>2j</b>	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
<b>5j</b>	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
<b>10j</b>	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
<b>15j</b>	88,75%	65,00%	91,25%	<b>0,300</b>	<b>0,748</b>
<b>F<sub>obs</sub></b>	<b>10,005</b>	<b>7,527</b>	<b>6,727</b>		
<b>p</b>	<b>0,001*</b>	<b>0,004*</b>	<b>0,006*</b>		

**Les paramètres toxicologiques:**

Les taux de mortalité des larves sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (Tab. 94A). La concentration létale de 50% atteint 0,20µg/ml à 15 jours d'exposition (Tab. 94A). 90% des larves meurent avec la concentration de 1,62 µg/ml au bout de 15 jours (Tab .94A).

Pour les temps létaux, les résultats montrent qu'il existe une corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des larves aux extraits de la plante (Tab. 94B). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 37,15 jours pour la faible concentration (0,5 µg/ml) et de 29,91 jours pour la forte concentration (2 µg/ml). Le TL90% atteint 70,79jours pour la plus faible concentration (0,5 µg/ml) et de 44,66 et 46,77 jours pour les deux concentrations (1 et 2 µg/ml) (Tab. 94B).

**Tableau 94:Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits ethanologique de *L.pulmonaria* sur les larves L2 de *D. melanogaster***  
(A: temps d'exposition des larves, B: concentrations utilisées, y:probits des taux de mortalités, X: le logarithme décimal des concentrations et/ou des temps).

A									
	Droite de régression	CL 50%	CL 90%	CL84%	CL16%	SLOPE	fc150%	lim.Inf	lim.Sup
15 jours	Y=5,98+1,4X (R=0,81)	0,20µg/ml	1,62µg/ml	13803842,65	0,039	34509609,19	22,27	8,98x10 <sup>-3</sup>	4,454
B									
	Droite de régression	TL50%	TL90%	TL84%	TL16%	SLOPE	fcTL50%	lim, Inf	lim.Sup
0,5 µg/ml	Y=-2,36+4,67 (R=0,67)	37,15 jours	70,79	60,25	22,90	1,62	1,09	34,08	40,49
1 µg/ml	Y=-2,78+5,49 (R=0,67)	25,70	44,66	38,90	16,98	1,51	1,07	24,01	27,49
2 µg/ml	Y=-2,73+5,40 (R=0,67)	29,91	46,77	40,73	17,37	1,54	1,08	27,69	32,30

*L. pulmonaria* agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une l'accélération dans la croissance des larves en pupes et ce pour les trois concentrations. Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 10% de la population traitée avec les extraits ethanologique de *L. pulmonaria* n'atteint pas le stade adulte et qu'à partir du 13ème jour du traitement le nombre de cette dernière se diminue jusqu'à 1% (Fig. 43).

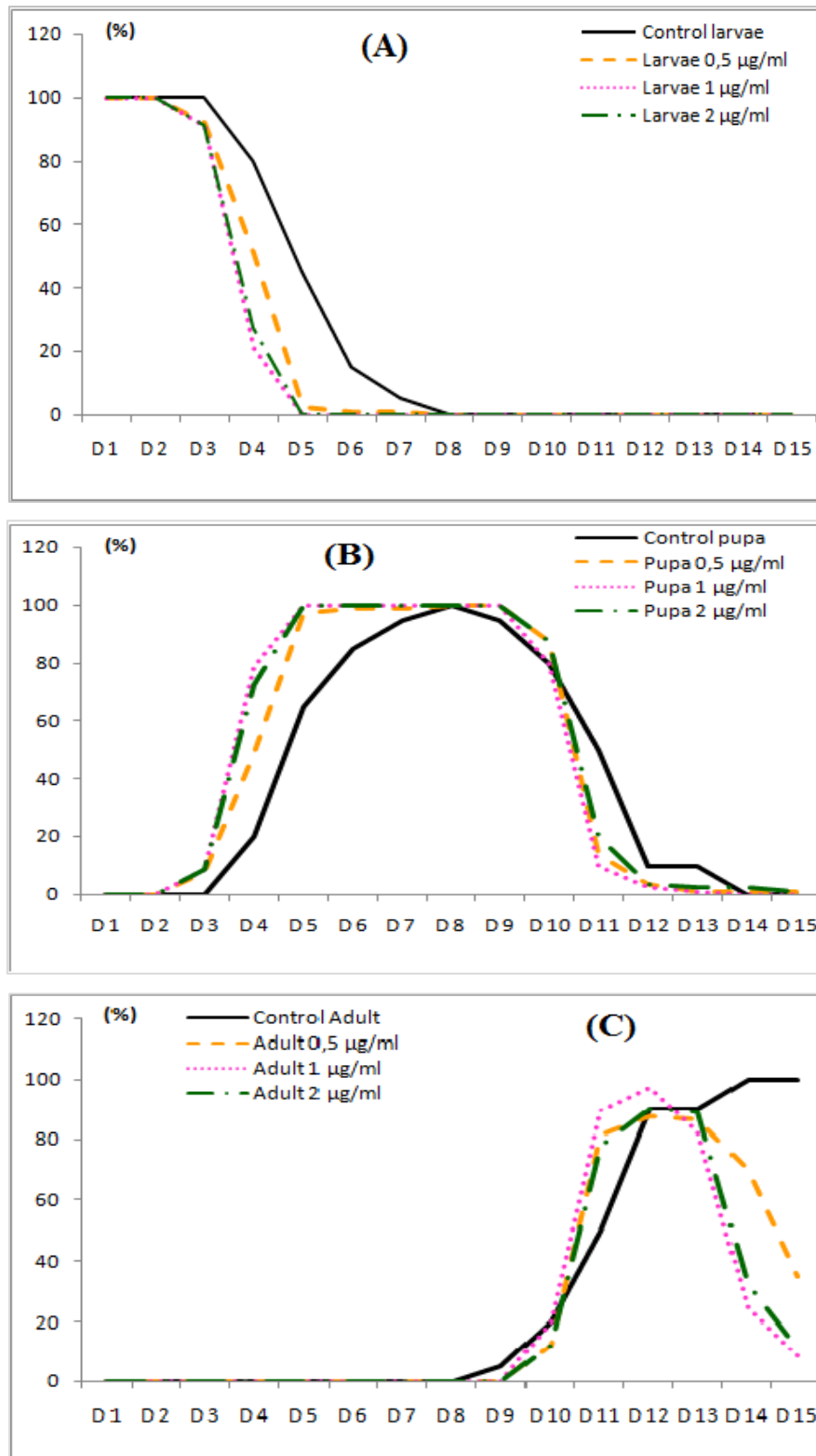


Figure 43. Effet de l'extrait éthanolique de *L. pulmonaria* sur le développement de *D. melanogaster* (A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes)

### 3.9.2. Effet de l'extrait aqueux :

Le tableau 95 illustre l'évolution des taux de mortalité chez *D. melanogaster* en fonction du temps d'exposition en utilisant les différentes concentrations des extraits issus de la décoction de *L. pulmonaria*. Les résultats montrent que les extraits aqueux de *L. pulmonaria* agissent sur la durée de développement larvaire et sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée.

Après correction des taux de la mortalité observée, nous avons enregistré aucun taux de mortalité au 2<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> du traitement par contre nous avons enregistré des taux de mortalité allant jusqu'à 45% après 15 jours de traitement avec la plus faible concentration 0,20 µg/ml (**Tab. 95**).

Quand on traite les larves de L2 de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 0.25 µg/ml les taux de mortalité enregistrés arrivent à 50% au 15<sup>ème</sup> jour de traitement (**Tab. 95**).

Les taux de la mortalité obtenus par la concentration 0.5 µg/ml sont de 0 % au 2<sup>ème</sup>, 5<sup>ème</sup> et 10<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 35% après 15 jours (**Tab. 95**).

Les trois concentrations utilisées présentent une activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours après le traitement) (**Tab.95**). On arrive à tuer 50% de la population après 15 jours de traitement (**Tab.95**). Il existe des différences hautement significatives entre les taux de mortalité enregistrée en fonction des concentrations et des temps d'exposition ( $p$ : 0,011 ; 0,135 ; 0,005) (**Tab. 95**).

**Tableau 95 : Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de *L. pulmonaria***

	0,20 µg/ml	0,25 µg/ml	0,5µg/ml	F <sub>obs</sub>	p
<b>2j</b>	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
<b>5j</b>	0,00%	1,25%	0,00%	<b>9,000</b>	<b>0,007</b>
<b>10j</b>	2,50%	1,25%	0,00%	<b>4,770</b>	<b>0,039</b>
<b>15j</b>	22,50%	26,25%	28,75%	<b>0,598</b>	<b>0,570</b>
<b>F<sub>obs</sub></b>	<b>5,725</b>	<b>2,253</b>	<b>7,411</b>		
<b>p</b>	<b>0,011*</b>	<b>0,135*</b>	<b>0,005**</b>		

### Les paramètres toxicologiques:

Les taux de mortalité des larves sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 96A**). La concentration létale de 50% atteint 11.74 µg/ml à 15 jours d'exposition (**Tab. 96A**). 90% des larves meurent avec la concentration de 15488,16 µg/ml au bout de 15 jours (**Tab .96A**).

Pour les temps létaux, les résultats montrent qu'il existe une corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des larves aux extraits de la plante (Tab. 96B). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 26,30 jours pour la faible concentration (0,20 µg/ml) et de 64,56 jours pour la forte concentration (0,5 µg/ml). Le TL90% atteint 46,77 jours pour la plus faible concentration (0,20 µg/ml) et de 44,66 et 138,03 jours pour la plus forte concentration (0,5 µg/ml) (Tab. 96B).

**Tableau 96: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de *L. pulmonaria* sur les larves L<sub>2</sub> de *D. melanogaster***

(A: temps d'exposition des larves, B: concentrations utilisées, y: probits des taux de mortalités, X: le logarithme décimal des concentrations et/ou des temps).

A									
	Droite de régression	CL 50%	CL 90%	CL84%	CL16%	SLOPE	fcl50%	lim.Inf	lim.Sup
5 jours	Y=-0,21-2,107X (R=0,27)	3,31 x10 <sup>-3</sup>	8,12 x10 <sup>-4</sup>	1,12 x10 <sup>-3</sup>	0,01	1,85	1,11	2,98 x10 <sup>-3</sup>	0,0036
10 jours	Y=-2,31-7,95X (R=0,98)	0,12	0,08	0,09	0,16	0,75	0,94	0,12	0,113
15 jours	Y=4,56+0,41X (R=0,90)	11,74µg/ml	15488,16µg/ml	3019,95	0,04	275,36	2,73	4,3	32,077
B									
	Droite de régression	TL <sub>50%</sub>	TL <sub>90%</sub>	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	fTL50%	lim, Inf	lim.Sup
0,20 µg/ml	Y=-2,21+5,07X (R=0,90)	26,30 jours	46,77	40,73	16,59	3,12	1,60 x10 <sup>21</sup>	1,64 x10 <sup>22</sup>	4,208 x10 <sup>22</sup>
0,25 µg/ml	Y=-1,07+4,45X (R=0,94)	22,90	44,66	38,01	13,80	1,65	2151857804	1,06 x10 <sup>-8</sup>	492775437
0,5 µg/ml	Y=-1,94+3,83X (R=0,66)	64,56	138,03	117,48	35,48	1,81	1,11	58,16	71.66

*L. pulmonaria* agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une accélération dans la croissance des larves en pupes et ce pour les trois concentrations. Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 80 à 85% de la population traitée avec les extraits aqueux de *L. pulmonaria* atteint le stade adulte (Fig. 44).

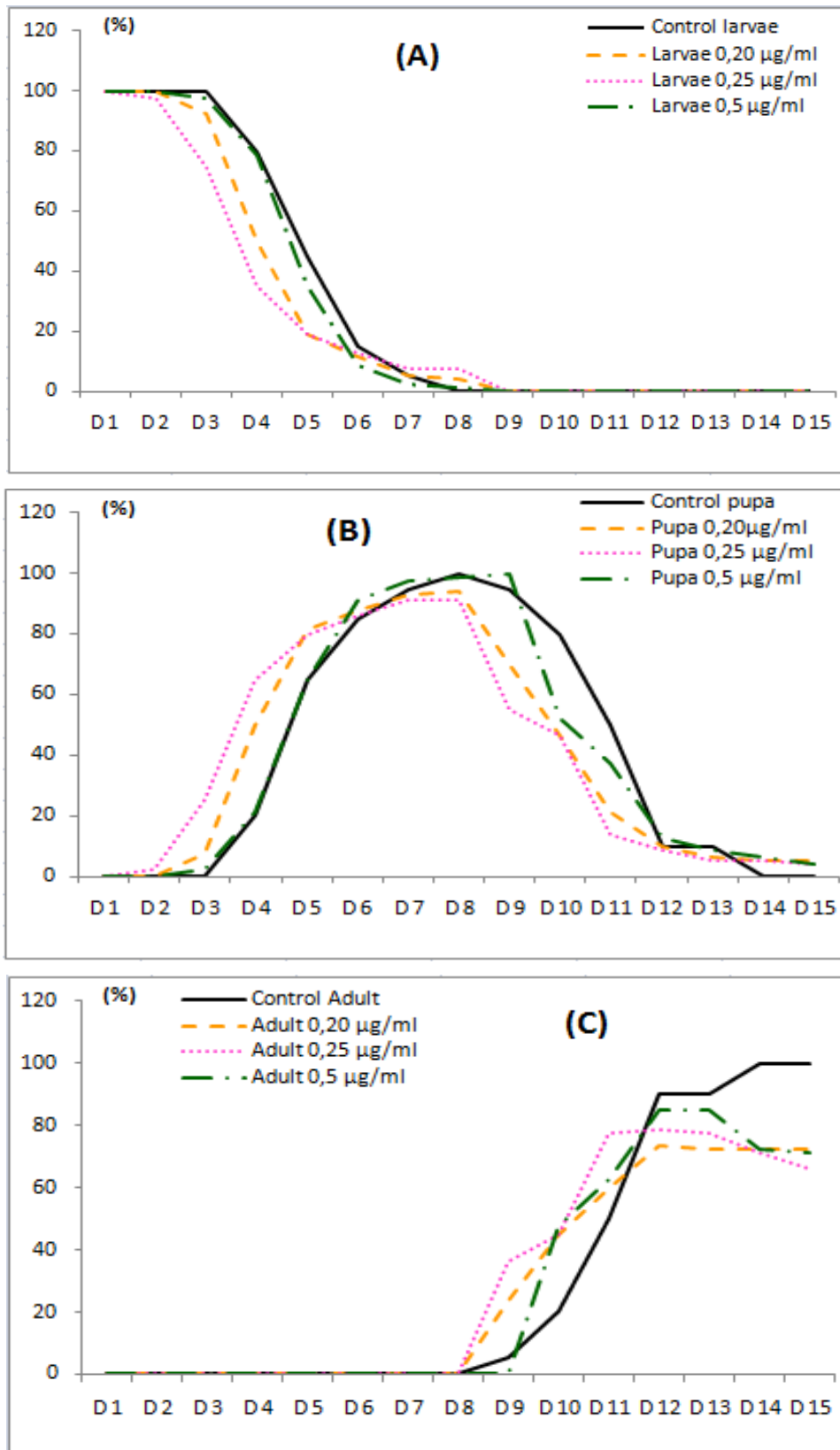


Figure 44. Effet de l'extrait aqueux de *L. pulmonaria* sur le développement de *D. melanogaster* (A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes)

### 3.10. Effet de *L.pulmonaria* sur le comportement alimentaire des larves L3 de *D.melanogaster* :

#### 3.10.1. Effet de l'extrait éthanolique de *L.pulmonaria* (0.25µg/ml) :

➤ *Attraction des larves témoins et traités*

**- Au bout du 1er choix**

Au début du test, nous avons remarqué que 66% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 34% de ces asticots sont attirés par l'odeur du milieu traité (**Tab.97**). Nous avons observé aussi que 50% des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 48% de ces asticots sont attirés par l'odeur du milieu traité, par contre 2% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.97**).

En ce qui concerne l'observation d'attraction des larves témoins par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 98% des larves témoins sont attirées et 2% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins, Pour les larves traitées par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 90% des larves traitées sont attirées et seulement 10% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.97**).

Concernant le choix entre les deux Milieux traités, 88% des larves témoins font leurs choix et seulement 12% des larves ne sont pas attirées (**Tab.97**). Alors que, 96% des larves traitées font leurs choix et 4% de ces derniers ne sont pas attirés (**Tab.97**).

**Tableau 97: Le premier choix d'attractivité des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *L.pulmonaria*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	66%	-	90%	50%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	34%	88%	-	48%	96%
<b>Aucun choix</b>	2%	0%	12%	10%	2%	4%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

**-Au bout de 2ème choix (Après 30min):**

Durant les 30 premières minutes du test, nous avons remarqué que 58% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 34% d'entre elles sont attirées par

l'odeur du milieu traité, par contre 8% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.98**). Pour les larves traitées avec l'extrait de *L.pulmonaria*, nous avons remarqué que 58% des larves sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 36% des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 6% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.98**).

Concernant l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 88% des larves témoins sont attirées et 12% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.98**). Alors que, 72% des larves témoins sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et seulement 28% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab.98**).

Pour le choix entre les deux milieux traités, 70% des larves font leurs choix et seulement 30% des larves ne sont pas attirées (**Tab.98**). Concernant les larves traitées, 74% d'elles sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 26% ne sont pas attirées (**Tab.98**).

**Tableau 98: Choix après 30 minutes des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *L.pulmonaria*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	88%	58%	-	72%	58%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	34%	70%	-	36%	74%
<b>Aucun choix</b>	12%	8%	30%	28%	6%	26%

[Tm : Témoin ; Tr : Traitée]

**-Au bout de 3ème choix (Après 60min) :**

Au bout d'une heure d'observation, nous avons remarqué que 60% des larves témoins de *D.melanogaster* ont choisis le milieu témoin et seulement 36% des larves ont choisis le milieu traité avec l'extrait de *L. pulmonaria* cependant, 4% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.99**). 34% des larves traitées par l'extrait de *L.pulmonaria* ont choisis le milieu traité et 54% sont attirées par le milieu témoin, par contre 12% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.99**).

Concernant l'observation du choix des larves témoins entre les deux milieux témoins après 60 minutes, 98% des larves témoins préfèrent le milieu témoin tandis que 2% des larves témoins ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.99**). Pour les larves

traitées, 72% de ces derniers font un choix et uniquement 28% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab.99**).

Observant le choix entre les deux milieux traités seulement 72% des larves témoins font leurs choix pour le milieu de culture testé et 28% des larves témoins ne font pas leur choix lors de ce test (**Tab.99**). En ce qui concerne le choix des larves traitées, 68% des larves traitées font leurs choix tandis que 32% de ces larves ne font pas leur choix (**Tab.99**).

**Tableau 99 : Choix après 60 minutes des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *L. pulmonaria*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	60%	-	72%	54%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	36%	72%	-	34%	68%
<b>Aucun choix</b>	2%	4%	28%	28%	12%	32%

[Tm : Témoin ; Tr : Traitée]

➤ **Le temps de détection :**

À la présence de deux odeurs différentes (témoin vs traitée), les larves témoins se déplacent plus rapidement vers le milieu traité avec  $150,706 \pm 43,657$  secondes en minimum de 9 et en maximum de 688, et plus lentement vers le milieu témoin avec l'extrait éthanolique de *L.pulmonaria* en moyenne de  $206,758 \pm 32,639$  secondes avec un minimum de 11 et un maximum de 743 ( $F_{obs}=1,085$  ;  $p = 0,891$ ) (**Tab.100**). En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne  $225,520 \pm 69,694$  et  $341,75 \pm 94,848$  secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à l'extrait éthanolique de *L.pulmonaria* ( $0,25 \mu\text{g/ml}$ ) ( $F_{obs} = 1,778$  ;  $p = 0,169$  non significative) (**Tab.100**).

Une fois les larves témoins sont en exposition aux mêmes sources odorantes (témoin vs témoin ou traitée vs traitée), l'attraction est plus rapide pour leur milieu de développement initial avec  $180,778 \pm 20,450$  secondes en moyenne ( $F_{obs}=17,07$  ;  $p=0,000$ ) (**Tab.100**). En outre, elles mettent entre moins de  $169,143 \pm 59,997$  secondes pour localiser l'odeur témoin ( $F_{obs}=1,966$  ;  $p=0,131$ ) (**Tab.100**).

Cependant, les larves témoins mettent plus de  $363,050 \pm 81,503$  secondes pour détecter l'odeur provenant du milieu traité ( $F_{obs}=1,670$  ;  $p = 0,241$ ) (**Tab.100**). Et  $187,182 \pm 64,570$

secondes pour les larves traitée ( $F_{obs}=1,145$  ;  $p=0,759$ ), lorsqu'on utilise deux milieux similaires dans l'acène du test (**Tab.100**).

**Tableau 100: Le temps de détection chez les larves témoins & traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de *L.pulmonaria*].**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
	Larves témoins	Témoin X Traité ( <i>L.p</i> )	Milieu témoin	33	206,758±32,639	11,000	743,000	35155,189	1,085
Milieu traité ( <i>L.p</i> )			17	150,706±43,657	9,000	688,000	32400,846		
Témoin X Témoin		A	9	180,778±20,450	108,000	256,000	3763,944	17,07	0,000***
		B	30	225,233±46,283	39,000	1054,000	64264,047		
Traité ( <i>L.p</i> ) X Traité ( <i>L.p</i> )		A	24	232,583±57,576	4,000	1320,000	79559,732	1,670	0,241
		B	20	363,050±81,503	6,000	1430,000	132853,313		
Larves traitées	Témoin X Traité ( <i>L.p</i> )	Milieu témoin	25	225,520±69,694	20,000	1645,000	121429,760	1,778	0,169
		Milieu traité ( <i>L.p</i> )	24	341,75±94,848	25,000	1720,000	215905,674		
	Témoin X Témoin	A	24	252,083±78,694	4,000	1484,000	148624,167	1,966	0,131
		B	21	169,143±59,997	6,000	1196,000	75592,929		
	Traité ( <i>L.p</i> ) X Traité ( <i>L.p</i> )	A	22	187,182±64,570	10,000	1392,000	91723,775	1,145	0,759
		B	26	240,538±63,558	10,000	1313,000	105029,778		

[Moy :Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P :p-value unilatérale:]

➤ **Le temps passé dans chaque milieu :**

On enregistre que les larves témoins passent 1290,500±83,984, secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins en minimum de 93 et un maximum de 1786 secondes. Alors que ces asticots mettent 1222,182±117,291 secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 92 et un maximum de 1791 secondes à la présence des deux odeurs différents ( $F_{obs}= 1,192$  ;  $p=0,630$  ) (**Tab.101**). Alors que les larves traitées passent 1192,818±84,119 secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 110 et un maximum de 1756 secondes. Ces dernières mettent 945,808±127,105 secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 19 et un maximum de 1759secondes en présence des deux odeurs différents ( $F_{obs}=1,799$ ;  $p=0,118$ ) (**Tab.101**).

Alors que les larves témoins passent plus de 1330,758±82,030 secondes dans le milieu témoin ( $F_{obs}=1,094$  ;  $p=0,863$ ), Et plus de 955,290±129,634 secondes pour les larves traitées dans le milieu témoin ( $F_{obs}=1,358$  ;  $p=0,431$ ) (Tab.101).

Tandis que les larves témoins passent plus de 1046,174±108,432 secondes dans le milieu traité ( $F_{obs}=1,248$  ;  $p=0,600$ ) par l'extrait éthanolique de *L.pulmonaria* lorsque ces dernières sont exposées aux deux sources odorantes différentes témoin et traité, et plus de 897,964±123,713 secondes pour les larves traitées dans le milieu traité ( $F_{obs}=1,080$  ;  $p=0,844$ ) (Tab.101).

**Tableau 101: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins & traitées par l'extrait éthanolique de *L.pulmonaria*.**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P	
	Larves témoins	Témoin X Traité ( <i>L.p</i> )	Milieu témoin	36	1290,500±83,984	93,000	1786,000	253920,943	1,192	0,630
Milieu traité ( <i>L.p</i> )			22	1222,182±117,291	92,000	1791,000	302656,537			
Témoin X Témoin		A	19	1379,947±103,375	290,000	1767,000	203039,608	1,094	0,863	
		B	33	1330,758±82,030	52,000	1791,000	222056,002			
Traité ( <i>L.p</i> ) X Traité ( <i>L.p</i> )		A	28	949,714±109,799	28,000	1796,000	337559,989	1,248	0,600	
		B	23	1046,174±108,432	60,000	1770,000	270422,877			
Larves traitées		Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
		Témoin X Traité ( <i>L.p</i> )	Milieu témoin	33	1192,818±84,119	110,000	1756,00	233508,966	1,799	0,118
	Milieu traité ( <i>L.p</i> )		26	945,808±127,105	19,000	1769,00	420046,642			
	Témoin X Témoin	A	31	955,290±129,634	46,000	1796,000	520950,213	1,358	0,431	
		B	27	894,444±119,180	43,000	1756,000	383501,872			
	Traité ( <i>L.p</i> ) X Traité ( <i>L.p</i> )	A	28	897,964±123,713	58,000	1789,000	428540,554	1,080	0,844	
		B	34	879,206±116,689	32,000	1771,000	462957,017			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P p-value unilatérale.]

➤ **Pupation des larves témoins et traités :**

Concernant l'observation de la pupation des larves témoins en présence du milieu témoin et traité en même temps nous avons noté que 16% des larves choisissent le milieu témoin tandis que 20% choisit la pupation dans le milieu traité, par contre 64% de ces derniers ne font pas leur choix en présence du milieu témoin et traité en même temps (Tab.102). Alors que 4% des larves traitées font leurs choix pour le milieu témoin et

seulement 8% pour le milieu traité et par contre 88% de ces derniers ne font pas leur choix entre les deux milieux témoin et traité (**Tab.102**).

10% des larves témoins ont marqué la présence de leur pupa sur les papiers imbibés des milieux de culture témoins et 90% d'entre elles ne font pas leur choix quand les deux milieux sont témoins (**Tab.102**). Pour les larves traitées, 28% d'entre eux ont marqué la présence de leur pupa sur les milieux témoins et 72% ne font aucun choix (**Tab.102**).

Pour la pupation dans les boites contenant deux milieux traités, 20% des larves témoins ont choisis la pupation dans le milieu de culture testé comme on note l'absence de 80% de pupa après ces tests (**Tab.102**). Et 18% des larves traitées ont marqué la présence de leur pupa dans les milieux traités et 82% ne font aucun choix (**Tab.102**).

**Tableau 102: Pupation des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanologique de *L.pulmonaria*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	10%	16%	/	28%	4%	/
<b>Milieu Traité</b>	/	20%	20%	/	8%	18%
<b>Aucun choix</b>	90%	64%	80%	72%	88%	82%

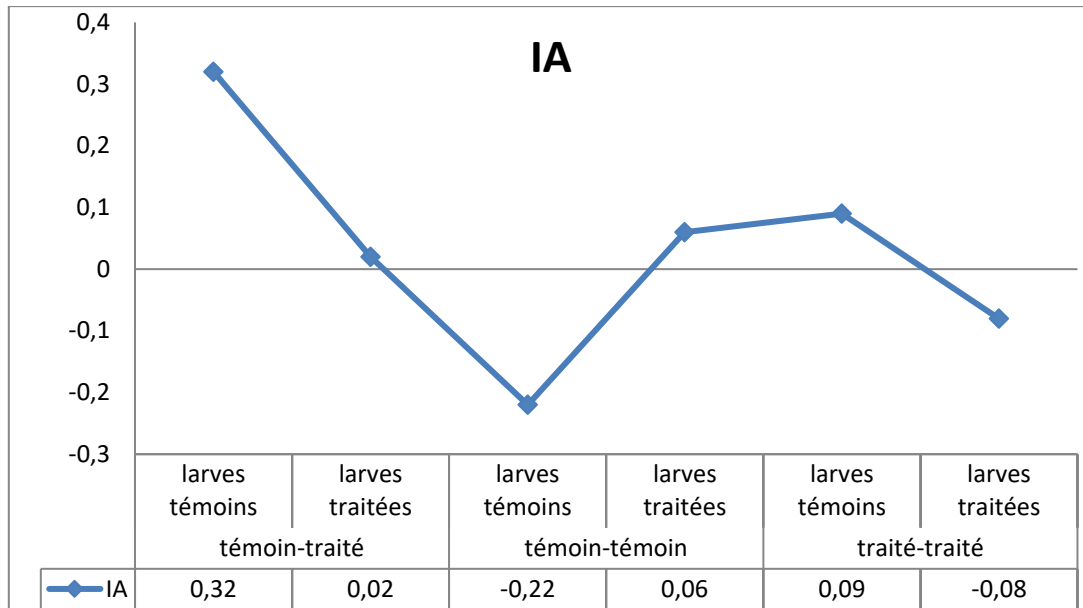
[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Indice d'attraction**

Le calcul de l'indice d'attraction (IA) confirme les résultats obtenus dans le tableau précédant et montre des valeurs positives qui indique que les larves témoins présentent un effet attractif envers l'odeur du milieu traité par l'extrait éthanologique de *L.pulmonaria* (**Tab.103**).

**Tableau 103: L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait éthanologique de *L.pulmonaria*.**

Milieu	témoin-traité		témoin-témoin		traité-traité	
	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées
<b>IA</b>	+0,32	0,02	-0,22	+0,06	0,09	-0,08



**Figure 45. Représentation graphique de l'indice d'attraction des larves de *D.melanogaster* (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait éthanolique de *L.pulmonaria*.**

**3.10.2. Effet de l'extrait aqueux de *L.pulmonaria* (0.17µg/ml) :**

➤ *Attraction des larves témoins et traités :*

**- Au bout du 1er choix**

Au début du test, nous avons remarqué que 52% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 48% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité (**Tab.104**). Nous avons aussi observé que 54% des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 40% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 62% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.104**).

En ce qui concerne l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 98% des larves témoins sont attirées et 2% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. Par contre 88% des larves traitées sont attirées et seulement 12% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.104**).

Pour le choix entre les deux milieux traités, 84% des larves font leurs choix et seulement 16% des larves ne sont pas attirées (**Tab.104**). Alors que, 86% des larves traitées font leurs choix et 14% de ces derniers ne sont pas attirées (**Tab.104**).

**Tableau 104: Le premier choix d'attractivité des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *L.pulmonaria*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	52%	-	88%	54%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	48%	84%	-	40%	86%
<b>Aucun choix</b>	2%	0%	16%	12%	62%	14%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

**-Au bout de 2ème choix (Après 30min):**

Durant les 30 premières minutes du test, nous avons remarqué que 40% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 22% d'entre elles sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 38% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.105**). Nous avons remarqué aussi que 48% des larves sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 32% des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 20% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.105**).

Concernant l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 88% des larves témoins sont attirées et 12% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.105**). Alors que, 78% des larves témoins sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et seulement 22% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab.105**).

Pour le choix entre les deux milieux traités, 64% des larves font leurs choix et seulement 36% des larves ne sont pas attirées (**Tab.105**). Et 74% des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 26% des larves ne sont pas attirées (**Tab.105**).

**Tableau 105: Choix après 30 minutes des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *L.pulmonaria*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	88%	40%	-	78%	48%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	22%	64%	-	32%	74%
<b>Aucun choix</b>	12%	38%	36%	22%	20%	26%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

**-Au bout de 3ème choix (Après 60min) :**

Au bout d'une heure d'observation, nous avons remarqué que 48% des larves témoins de *D.melanogaster* ont choisis le milieu témoin et seulement 20% des larves ont choisis le milieu traité avec l'extrait de *L. pulmonaria* cependant, 32% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.106**). Alors que, 24% des larves traitées par l'extrait de *L.pulmonaria* ont choisis le milieu traité et 44% sont attirées par le milieu témoin, par contre 32% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.106**).

Concernant l'observation du choix des larves témoins entre les deux milieux témoins après 60 minutes, 98% des larves témoins préfèrent le milieu témoin tandis que 2% des larves témoins ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.106**). Pour les larves traitées, 74% des larves font un choix et uniquement 26% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab.106**).

Observant le choix entre les deux milieux traités seulement 68% des larves témoins font leurs choix pour le milieu de culture testé et 32% des larves témoins ne font pas leur choix lors de ce test (**Tab.106**). En ce qui concerne le choix des larves traitées, 64% de ces derniers font leurs choix tandis que 36% de ces larves ne font pas leur choix (**Tab.106**).

**Tableau 106: Choix après 60 minutes des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *L.pulmonaria*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	98%	48%	-	74%	44%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	20%	68%	-	24%	64%
<b>Aucun choix</b>	2%	32%	32%	26%	32%	36%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Le temps de détection :**

À la présence de deux odeurs différentes (témoin vs traitée), les larves témoins se déplacent plus rapidement vers le milieu traité avec 224,042±40,687secondes en minimum de 3 et en maximum de 655, et plus lentement vers le milieu témoin avec l'extrait aqueux de *L.pulmonaria* en moyenne de 243,308±66,228 secondes avec un minimum de 9 et un maximum de 1213 ( $F_{obs}=2,870$  ;  $p = 0,013$ ) (**Tab.107**). En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne 287,650±56,033 et 467,741±82,119 secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à

l'extrait aqueux de *L.pulmonaria* (0,17 µg/ml) ( $F_{obs} = 2,900$  ;  $p = 0,020$  non significative) (Tab.107).

Une fois les larves témoins sont en exposition aux mêmes sources odorantes (témoin vs témoin ou traitée vs traitée), l'attraction est plus rapide pour leur milieu de développement initial avec  $180,778 \pm 20,450$  secondes en moyenne ( $F_{obs} = 17,074$  ;  $p = 0,000$ ). En outre, les larves traitées mettent moins de  $227,478 \pm 59,236$  secondes pour localiser l'odeur témoin ( $F_{obs} = 1,700$  ;  $p = 0,215$ ) (Tab.107).

Cependant, elles mettent plus de  $169,000 \pm 58,309$  secondes pour détecter l'odeur provenant du milieu traité ( $F_{obs} = 1,335$  ;  $p = 0,569$ ) (Tab.107). et  $245,259 \pm 56,079$  secondes pour les larves traitées ( $F_{obs} = 2,775$  ;  $p = 0,019$ ), lorsqu'on utilise deux milieux similaires dans l'acène du test (Tab.107).

**Tableau 107: Le temps de détection chez les larves témoins & traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux de *L.pulmonaria*].**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
	Larves témoins	Témoin X Traité ( <i>L.p</i> )	Milieu témoin	26	243,308±66,228	9,000	1213,000	114038,622	2,870
Milieu traité ( <i>L.p</i> )			24	224,042±40,687	3,000	655,000	39731,259		
Témoin X Témoin		A	9	180,778±20,450	108,000	256,000	3763,944	17,074	0,000***
		B	30	225,233±46,283	39,000	1054,000	64264,047		
Traité ( <i>L.p</i> ) X Traité ( <i>L.p</i> )		A	26	199,923±52,843	25,000	1328,000	72601,754	1,335	0,569
		B	16	169,000±58,309	16,000	950,000	54398,933		
Larves traitées	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
	Témoin X Traité ( <i>L.p</i> )	Milieu témoin	27	467,741±82,119	15,000	1451,000	182073,507	2,900	0,020*
		Milieu traité ( <i>L.p</i> )	20	287,650±56,033	29,000	842,000	62793,292		
	Témoin X Témoin	A	23	227,478 ±59,236	0,000	1022,000	80705,352	1,700	0,215
		B	25	333,280 ±74,086	0,000	1239,000	137217,293		
	Traité ( <i>L.p</i> ) X Traité ( <i>L.p</i> )	A	27	245,259±56,079	0,000	1071,000	84911,584	2,775	0,019*
B		18	586,722±114,421	0,000	1504,000	235657,742			

[Moy :Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ;Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P :p-value unilatérale:]

➤ **Le temps passé dans chaque milieu :**

On enregistre que les larves témoins passent  $802,051 \pm 108,651$ , secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins en minimum de 0 et un maximum de 1791 secondes. Alors que ces asticots mettent  $562,938 \pm 113,406$  secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 5 et un maximum de 1791 secondes à la présence des deux odeurs différents ( $F_{\text{obs}} = 1,119$  ;  $p = 0,754$  ) (**Tab.108**). Pour les larves traitées passent  $1192,818 \pm 84,119$  secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 110 et un maximum de 1756 secondes. Ces dernières mettent  $945,808 \pm 127,105$  secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 19 et un maximum de 1759 secondes en présence des deux odeurs différents ( $F_{\text{obs}} = 1,799$ ;  $p = 0,118$ ) (**Tab.108**).

Alors que les larves témoins passent plus de  $1330,758 \pm 82,030$  secondes dans le milieu témoin ( $F_{\text{obs}} = 1,094$  ;  $p = 0,863$ ), et plus de  $834,581 \pm 108,063$  secondes pour le milieu traitées dans le milieu témoin ( $F_{\text{obs}} = 1,148$  ;  $p = 0,708$ ) (**Tab.108**).

Tandis que les larves témoins passent plus de  $1154,789 \pm 142,856$  secondes dans le milieu traités ( $F_{\text{obs}} = 1,023$  ;  $p = 0,981$ ) par l'extrait aqueux de *L.pulmonaria* lorsque ces dernières sont exposées aux deux sources odorantes différentes témoin et traité (**Tab.108**). Et plus de  $730,103 \pm 107,773$  secondes dans le milieu traités ( $F_{\text{obs}} = 1,880$  ;  $p = 0,065$ ) pour les larves traitées (**Tab.108**).

**Tableau 108: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins & traitées par l'extrait aqueux de *L.pulmonaria*.**

	Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P	
	Larves témoins	Témoin X Traité ( <i>L.p</i> )	Milieu témoin	39	802,051±108,651	0,000	1791,000	460393,418	1,119	0,754
Milieu traité ( <i>L.p</i> )			32	562,938±113,406	5,000	1791,000	411548,641			
Témoin X Témoin		A	19	1379,947±103,375	290,000	1767,000	203039,608	1,094	0,863	
		B	33	1330,758±82,030	52,000	1791,000	222056,002			
Traité ( <i>L.p</i> ) X Traité ( <i>L.p</i> )		A	28	1147,964±119,026	30,000	1757,000	396683,665	1,023	0,981	
		B	19	1154,789±142,856	21,000	1775,000	387746,953			
Larves traitées		Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	P
		Témoin X Traité ( <i>L.p</i> )	Milieu témoin	40	672,275±98,826	0,000	1717,000	390663,538	1,027	0,941
	Milieu traité ( <i>L.p</i> )		36	557,806±102,791	0,000	1689,000	380373,533			
	Témoin X Témoin	A	30	757,833±117,710	0,000	1753,000	415668,833	1,148	0,708	
		B	31	834,581±108,063	0,000	1730,000	362007,718			
	Traité ( <i>L.p</i> ) X Traité ( <i>L.p</i> )	A	39	730,103±107,773	0,000	1771,000	452983,147	1,880	0,065*	
		B	35	371,686±82,966	0,000	1528,000	240915,339			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; F<sub>obs</sub> : F observé ; P p-value unilatérale.]

➤ **Pupation des larves témoins et traités :**

Concernant l'observation de la pupation des larves témoins en présence du milieu témoin et traité en même temps nous avons noté que 32% des larves choisissent le milieu témoin tandis que 18% choisit la pupation dans le milieu traité, par contre 50% de ces derniers ne font pas leur choix en présence du milieu témoin et traité en même temps (**Tab.109**). Alors que 8% des larves traitées font leurs choix pour le milieu témoin et seulement 24% pour le milieu traité et par contre 68% de ces derniers ne font pas leur choix entre les deux milieux témoin et traité (**Tab.109**).

10% des larves témoins ont marqué la présence de leur pupes sur les papiers imbibés des milieux de culture témoins et 90% d'entre elles ne font pas leur choix quand les deux milieux sont témoins (**Tab.109**). Pour les larves traitées, 26% d'entre eux ont marqué la présence de leur pupes sur les milieux témoins et 74% ne font aucun choix (**Tab.109**).

Pour la pupation dans les boites contenant deux milieux traités, 22% des larves témoins ont choisis la pupation dans le milieu de culture testé comme on note l'absence de

78% de pupes après ces tests (Tab.109). En ce qui concerne les larves traitées, 14% ont marqué la présence de leur puce dans les milieux traités et 86% ne font aucun choix (Tab.109).

**Tableau 109: Pupation des larves témoins & traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *L.pulmonaria*.**

	Larves Témoins			Larves Traités		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
<b>Milieu Témoin</b>	10%	32%	/	26%	8%	/
<b>Milieu Traité</b>	/	18%	22%	/	24%	14%
<b>Aucun choix</b>	90%	50%	78%	74%	68%	86%

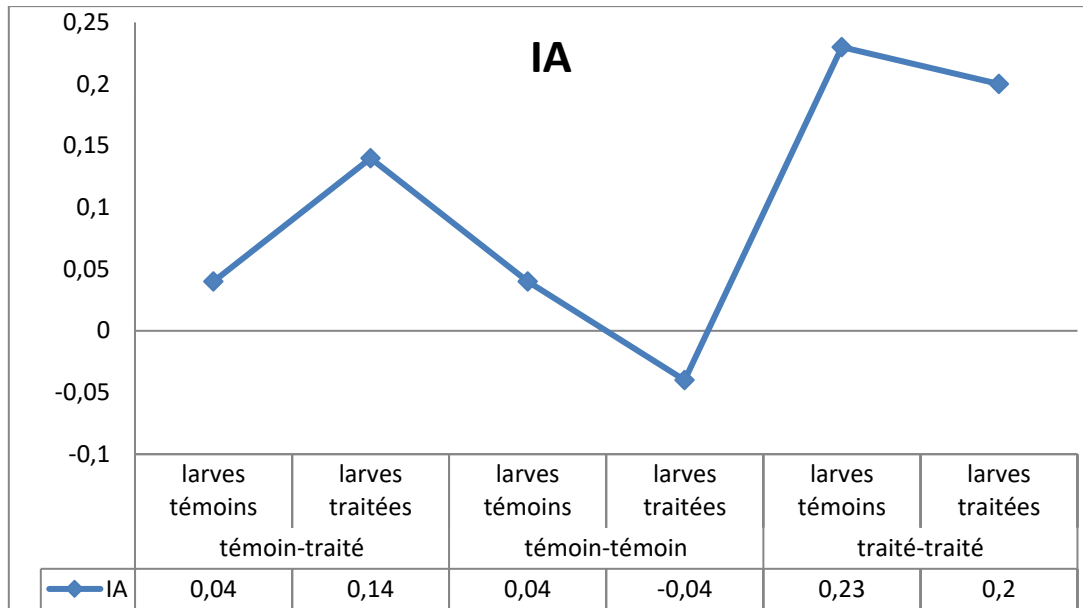
[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Indice d'attraction**

Le calcul de l'indice d'attraction (IA) confirme les résultats obtenus dans le tableau précédent et montre des valeurs positives qui indiquent que les larves témoins présentent un effet attractif envers l'odeur du milieu traité par l'extrait aqueux de *L.pulmonaria* (Tab.110)

**Tableau 110 : L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait aqueux de *L. pulmonaria*.**

Milieu	témoin-traité		témoin-témoin		traité-traité	
	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées
<b>IA</b>	+0,04	+0,14	+0,04	-0,04	+0,23	+0,20



**Figure 46.** Représentation graphique le l'indice d'attraction des larves de *D.melanogaster* (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait aqueux de *L.pulmonaria*.

**3.11. Effet de *L.pulmonaria* sur le comportement sexuel de *D.melanogaster* :**

**3.11.1. Effet de l'extrait éthanolique : (0,25 µg/ml)**

**3.11.1. 1.Effet sur le taux des réussites d'accouplement :**

Les résultats montrent que l'extrait éthanolique de *L.pulmonaria*, administré à une concentration sub létale de 0.25 µg/ml, diminue le taux d'accouplements réussis chez la mouche et ce, quelle que soit le sexe traité au sein d'un couple (dyade) (**Tab. 111**). Le taux de réussite d'accouplement est de 100 % chez les témoins alors qu'il atteint 15% lorsque l'un des deux partenaires est traité avec la plante méditerranéenne (**Tab. 111**). Le taux des accouplements avortés (couples qui tentent de s'accoupler sans succès) est de 25 à 40% tandis que le nombre des accouplements nuls (ni tentative, ni accouplement) est plus important de 45% chez les couples traités (**Tab. 111**).

**Tableau 111 : Effets du *L.pulmonaria* (0.25µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de *D. melanogaster* (éthanolique)**

	% accouplement		
	réussi	avorté	nul
♂Tm x ♀Tm	100	0	0
♂Tm x ♀L.p	25	30	45
♂L.p x ♀Tm	15	40	45
♂L.p x ♀L.p	30	25	45

[Tm : Témoin ; L.p : *L.pulmonaria*

**3.11.1.2. Effet sur les différentes séquences conduisant à l'accouplement :**

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,25µg/ml) sur le temps du premier contact :**

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins, le temps du premier contact est d'une moyenne de 201,150±30,910 secondes, avec un minimum de 45 secondes et un maximum de 541 secondes. Alors que chez les couples traités le temps moyen du premier contact est de 365,316±102,891 secondes dont le minimum est 21 secondes et le maximum est de 1369 secondes (**Tab. 112**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles établissent le premier contact avec ses pattes antérieures dans 41 à 1260 secondes, avec une moyenne de 352,529±97,007 secondes. Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de 459,143± 128,910 secondes avec un minimum de 70 secondes et un maximum de 1627 secondes (**Tab. 112**).

La comparaison des variances montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps enregistrés ( $F_{obs}=5,878$  ;  $p : 0,001$ ) (**Tab. 112**).

**Tableau 112 : Temps du premier contact.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	17	14	19
<b>Moy ±SEM</b>	201,150±30,910	352,529±97,007	459,143± 128,910	365,316±102,891
<b>Var</b>	19108,766	159975,890	232649,363	201145,228
<b>Min</b>	45	41	70	21
<b>Max</b>	541	1260	1627	1369
<b>F<sub>obs</sub></b>	5,878			
<b>P</b>	0,001**			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,25µg/ml) sur le nombre du premier attouchement :**

Chez les couples témoins, le nombre moyen du premier attouchement est de 3±0,653 attouchements, avec un minimum d'un attouchement de 1 et un maximum de 11 attouchements. Pour les couples traités le nombre moyen du premier attouchement est de 4,263± 0,662 attouchements dont le minimum est 1 et le maximum est de 9 attouchements (**Tab. 113**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons noté que le nombre moyen du premier attouchement est de  $3,176 \pm 0,744$  attouchements, avec un minimum de 1 attouchement et un maximum de 11 attouchements. Les couples des mâles traités et des femelles témoins font 1 à 3 attouchements avec une moyenne de  $1,571 \pm 0,202$  attouchements (**Tab.195**). L'analyse statique montre qu'il existe des différences significatives entre le nombre d'attouchement ( $F_{obs}=3,602$  ;  $p : 0,018$ ) (**Tab. 113**).

**Tableau 113 : Nombre d'attouchement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	17	14	19
<b>Moy ±SEM</b>	3±0,653	3,176 ± 0,744	1,571± 0,202	4,263± 0,662
<b>Var</b>	8,526	9,404	0,571	8,316
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	11	11	3	9
<b>F<sub>obs</sub></b>	3,602			
<b>P</b>	0,018*			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,25µg/ml) sur le temps de la première vibration :**

Pour le temps de la première vibration, les résultats obtenus indiquent que chez les couples témoins, les mâles fait vibrer avec ses ailes dans 51 à 541 secondes avec une moyenne de  $211,150 \pm 31,177$  secondes, Mais nous avons notés les temps de vibration lorsque les couples sont traités, qui mettent en moyenne  $652,588 \pm 126,393$  secondes dont le minimum est de 45 secondes et le maximum est de 1370 secondes (**Tab.114**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles prennent de 60 à 1309 secondes pour établir cette étape avec une moyenne de  $424,737 \pm 92,744$ . Chez les couples lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins où nous avons enregistré un temps moyen de  $452,563 \pm 110,480$  secondes, avec un minimum de 95 secondes et un maximum de 1632 secondes (**Tab.114**).L'étude statistique indique qu'il existe des différences très hautement significatives entre les différents temps de vibrations enregistrés ( $F_{obs}=12,706$  ;  $p : <0,0001$ ) (**Tab.114**).

**Tableau 114 : Temps de la première vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	19	16	17
<b>Moy ±SEM</b>	211,150±31,177	424,737 ± 92,744	452,563± 110,480	652,588 ± 126,393
<b>Var</b>	19440,134	163429,205	195292,129	271579,132
<b>Min</b>	51	60	95	45
<b>Max</b>	541	1309	1632	1370
<b>F<sub>obs</sub></b>	12,706			
<b>P</b>	<0,0001***			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité].

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,25µg/ml) sur le nombre de la première vibration :**

Chez les couples témoins, nous avons trouvé que le nombre de vibration est d'une moyenne de 14,050 ± 2,929 vibrations, avec un minimum de 1 et un maximum de 42 alors que la moyenne est de 18,706± 5,225 vibrations chez les couples traités avec un minimum de 1 et un maximum de 69 (**Tab.115**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées la moyenne est de 12,474± 2,584 vibrations, avec un minimum de 1 et un maximum de 41. Alors que chez les mâles sont traitées et les femelles sont témoins la moyenne est de 4,188± 0,748 vibrations avec un minimum de 1 vibrations et un maximum de 11 vibrations (**Tab.115**).

La comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de vibration ( $F_{obs}= 9,384$  ;  $p : < 0,0001$ ) (**Tab.115**).

**Tableau 115 : Nombre de vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	19	16	17
<b>Moy ±SEM</b>	14,050±2,929	12,474± 2,584	4,188± 0,748	18,706± 5,225
<b>Var</b>	171,524	126,819	8,963	464,096
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	42	41	11	69
<b>F<sub>obs</sub></b>	9,384			
<b>P</b>	< 0,0001***			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,25µg/ml) sur le temps de premier léchage :**

Chez les couples témoins, les mâles lèchent les sécrétions des femelles après un temps moyen de 284,450 ± 33,620 secondes et ce se fait dans 97 à 650 secondes, mais chez les

couples traités, nous avons notés un temps moyen de 811,300± 191,815 secondes dont le minimum est de 107 secondes et le maximum est de 1521 secondes (**Tab.116**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traités, nous avons enregistré un temps moyen de 597,000± 160,105 secondes avec un minimum de 121 secondes et maximum de 1332 secondes, alors que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de 473,364± 131,715 secondes (**Tab.116**).L'analyse statistique révèle qu'il existe des différences très hautement significatives entre les temps de premier léchage( $F_{obs}=13,973$ ;  $p :0,0001^{***}$ )(**Tab.116**).

**Tableau 116 : Temps du premier léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂Tm X ♀Tr	♂Tr X ♀Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	9	11	10
<b>Moy ±SEM</b>	284,450±33,620	597,000± 160,105	473,364± 131,715	811,300± 191,815
<b>Var</b>	22606,682	230702,500	190836,255	367930,011
<b>Min</b>	97	121	114	107
<b>Max</b>	650	1332	1633	1521
<b>F<sub>obs</sub></b>	13,973			
<b>P</b>	< 0,0001***			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,25µg/ml) sur le nombre de léchage :**

Nos résultats montrent que chez les couples témoins, le nombre de léchage est d'une moyenne de 3,150± 0,499 léchage, avec un minimum de 1 léchage et maximum de 9 léchages, pour les couples traités on a une moyenne de 5,700± 1,633léchages dont le minimum est de 1 léchage et le maximum est de 17 léchages (**Tab. 117**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré une moyenne de 2,444± 0,973 léchages, dont le minimum est de 1 et un maximum de 10 tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré une moyenne de 1,545± 0,207 avec un minimum de 1 léchage et maximum de 3 léchages (**Tab.117**).Nous avons enregistré qu'il existe des différences hautement significatives entre le nombre de léchage observé ( $F_{obs}=6,547$ ;  $p : 0,001$ ) (**Tab.117**).

**Tableau 117 : Nombre de léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	9	11	10
<b>Moy ±SEM</b>	3., ±0,499	2,444± 0,973	1,545± 0,207	5,700± 1,633
<b>Var</b>	4,976	8,528	0,473	26,678
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	9	10	3	17
<b>F<sub>obs</sub></b>	6,547			
<b>P</b>	0,001**			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *Lobaria pulmonaria* (0,25µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement :**

Chez les couples témoins nous avons noté que le temps de la première tentative est d'une moyenne de 302,500±36,337secondes, avec un minimum de 75 secondes et maximum de 650 secondes. Alors que lorsque les deux partenaires sont traités le temps moyen est de 833,286±203,716 secondes, avec un minimum de 161 secondes et maximum de 1502 secondes (**Tab.118**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traités, le minimum est de 291 et un maximum de 1340 secondes, avec une moyenne de 868,200±128,015 secondes, alors que le minimum est de 123 et un maximum de 1386 secondes, avec une moyenne de 466,800± 134,218 lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins. L'analyse statistique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les temps de tentatives ( $F_{obs}=8,211$  ;  $p : 0,000$ ) (**Tab.118**).

**Tableau 118 : Temps de la première tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	10	10	7
<b>Moy ±SEM</b>	3,200±0,506	868,200±128,015	466,800± 134,218	833,286±203,716
<b>Var</b>	5,116	163877,956	180145,511	290502,238
<b>Min</b>	1	291	123	161
<b>Max</b>	9	1340	1386	1502
<b>F<sub>obs</sub></b>	8,211			
<b>P</b>	0,000***			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,25µg/ml) sur le nombre de tentative d'accouplement :**

Les résultats de cette étude montrent que le nombre des tentatives effectuées par les mâles des couples témoins, affiche une moyenne de 3,200±0,506 tentatives dont le minimum est de 1 tentative et le maximum est de 9 tentatives. Pour les couples traités le nombre de tentatives est d'une moyenne de 5,143± 1,471 tentative avec un minimum de 1 tentative et un maximum de 11 tentatives (**Tab.119**).

Chez les couples des mâles témoins et des femelles traitées, nous avons enregistré de 1 à 4 tentatives, avec une moyenne de 1,900± 0,348, mais chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins le nombre de tentative est de 1 à 3 tentatives, avec une moyenne de 1,600±0,267 tentatives (**Tab.119**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de tentative ( $F_{obs}=10,231$  ;  $p: < 0,0001$ ) (**Tab. 119**).

**Tableau 119 : Nombre de tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	10	10	7
<b>Moy ±SEM</b>	3,200±0,506	1,900± 0,348	1,600±0,267	5,143± 1,471
<b>Var</b>	5,116	1,211	0,711	15,143
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	9	4	3	11
<b>F<sub>obs</sub></b>	10,231			
<b>P</b>	< 0,0001***			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *Lobaria pulmonaria* (0,25µg/ml) sur le temps d'accouplement de *D.melanogaster*.**

L'accouplement est effectué dans à secondes lorsque les deux partenaires sont témoins avec une moyenne de 485,150±64,382 secondes, avec un minimum de 112 secondes et un maximum de 1335 secondes. Pour les couples traités nous avons notés une moyenne de 597,500±185,898 secondes, avec un minimum de 127 et un maximum de 1413 (**Tab. 120**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles traités nous avons notés un temps moyen de 945,200±279,019 avec 1678 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps moyen de 717,333±461,883 secondes, avec 1640 secondes (**Tab.120**).L'étude statistique montre qu'il

existe des différences significatives entre le temps d'accouplement ( $F_{obs}=4,369$ ;  $p: 0,011$ ) (Tab. 120).

**Tableau 120 : Temps du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	5	3	6
<b>Moy ±SEM</b>	485,150±64,382	945,200±279,019	717,333±461,883	597,500±185,898
<b>Var</b>	82900,871	389257,200	640006,333	207347,900
<b>Min</b>	112	250	217	127
<b>Max</b>	1335	1678	1640	1413
<b>F<sub>obs</sub></b>	4,369			
<b>P</b>	0,011*			

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *Lobaria pulmonaria* (0,25µg/ml) sur la durée d'accouplement de *D.melanogaster*.**

Chez les couples témoins, nous avons observé que la durée d'accouplement est d'une moyenne de 1058,100±93,620 secondes, avec un minimum de 3 secondes et un maximum de 1624 secondes, alors que chez les couples traités, la durée d'accouplement est d'une moyenne de 901,666± 110,769 secondes, avec un minimum de 387 secondes et un maximum de 1175 secondes (Tab. 121).

Les couples des mâles témoins et des femelles traitées, la durée moyenne de l'accouplement est de 501,200±161,281 secondes, avec un minimum de 122 secondes et un maximum de 890 secondes. Mais lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins, la durée est de 800 secondes, avec un minimum de 160 secondes et un maximum de 1269 secondes (Tab.203). Nous avons enregistré aucunes différences significatives entre la durée du premier accouplement ( $F_{obs}= 0,830$  ;  $p : 0,488$ ) (Tab. 121).

**Tableau 121: durée du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	5	3	6
<b>Moy ±SEM</b>	1058,100±93,620	501,200±161,281	800,000±331,361	901,666± 110,769
<b>Var</b>	175295,252	130057,700	329401,000	73619,067
<b>Min</b>	3	122	160	387
<b>Max</b>	1624	890	1269	1175
<b>F<sub>obs</sub></b>	0,830			
<b>P</b>	0,488			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

### 3.11.2. Effet de l'extrait aqueux : (0,17 µg/ml)

#### 3.11.2. 1.Effet sur le taux des réussites d'accouplement :

Les résultats montrent que l'extrait aqueux de *L. pulmonaria*, administré à une concentration sublétales de 0,17 µg/ml, diminue le taux d'accouplements réussis chez la mouche et ce, quelle que soit le sexe traité au sein d'un couple (dyade) (**Tab. 122**). Le taux de réussite d'accouplement est de 100 % chez les témoins alors qu'il atteint 0% lorsque les femelles sont traitées avec la plante méditerranéenne (**Tab. 122**). Le taux des accouplements avortés (couples qui tentent de s'accoupler sans succès) est de 5 à 15% tandis que le nombre des accouplements nuls (ni tentative, ni accouplement) est plus important chez les couples ou les femelles sont traitées (**Tab. 122**).

**Tableau 122 : Effets du *L.pulmonaria* (0.17µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de *D. melanogaster* (aqueux)**

	% accouplement		
	réussi	avorté	nul
♂Tm x ♀Tm	100	0	0
♂Tm x ♀ <i>L.p</i>	0	5	95
♂ <i>L.p</i> x ♀Tm	30	10	60
♂ <i>L.p</i> x ♀ <i>L.p</i>	20	15	65

[Tm : Témoin ; *L.p* : *L.pulmonaria*]

#### 3.11.2.2. Effet sur les différentes séquences conduisant à l'accouplement :

##### ➤ Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,17µg/ml) sur le temps du premier contact :

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins, le temps du premier contact est d'une moyenne de 201,150±30,910 secondes, avec un minimum de 45 secondes et un maximum de 541 secondes. Alors que chez les couples traités le temps moyen du premier

contact est de  $400,700 \pm 92,072$  secondes dont le minimum est 105 secondes et le maximum est de 960 secondes (**Tab. 123**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles établissent le premier contact avec ses pattes antérieures dans 17 à 1144 secondes, avec une moyenne de  $581,200 \pm 215,907$  secondes. Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de  $463,143 \pm 145,185$  secondes avec un minimum de 103 secondes et un maximum de 1112 secondes (**Tab. 123**).

La comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les temps enregistrés ( $F_{obs}=8,648$  ;  $p : 0,000$ ) (**Tab. 123**).

**Tableau 123 : Temps du premier contact.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	5	7	10
<b>Moy ±SEM</b>	201,150±30,910	581,200±215,907	463,143± 145,185	400,700± 92,072
<b>Var</b>	19108,766	233079,700	147550,810	84772,456
<b>Min</b>	45	17	103	105
<b>Max</b>	541	1144	1112	960
<b>F<sub>obs</sub></b>	8,648			
<b>P</b>	0,000***			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,17µg/ml) sur le nombre du premier attouchement :**

Chez les couples témoins, le nombre moyen du premier attouchement est de  $3 \pm 0,653$  attouchements, avec un minimum d'un attouchement de 1 et un maximum de 11 attouchements. Pour les couples traités le nombre moyen du premier attouchement est de  $1,800 \pm 0,490$  attouchements dont le minimum est 1 et le maximum est de 6 attouchements (**Tab. 124**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons noté que le nombre moyen du premier attouchement est de  $1,000 \pm 0,000$  attouchements, avec un minimum et un maximum de 1 attouchement. Les couples des mâles traités et des femelles témoins font 1 à 2 attouchements avec une moyenne de  $1,143 \pm 0,143$  attouchements (**Tab.124**). L'analyse statique montre qu'il existe des différences significatives entre le nombre d'attouchement ( $F_{obs}=3,599$  ;  $p : 0,022$ ) (**Tab. 124**).

**Tableau 124 : Nombre d'attouchement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	5	7	10
<b>Moy ±SEM</b>	3,000±0,653	1,000±0,000	1,143± 0,143	1,800± 0,490
<b>Var</b>	8,526	0,000	0,143	2,400
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	11	1	2	6
<b>F<sub>obs</sub></b>	3,599			
<b>P</b>	0,022*			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité].

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,17µg/ml) sur le temps de la première vibration :**

Pour le temps de la première vibration, les résultats obtenus indiquent que chez les couples témoins, les mâles fait vibrer avec ses ailes dans 51 à 541 secondes avec une moyenne de 211,150 ± 31,177 secondes, Mais nous avons notés les temps de vibration lorsque les couples sont traités, qui mettent en moyenne 939,571±200,284 secondes dont le minimum est de 373 secondes et le maximum est de 1720 secondes. (Tab.125).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles prennent de 40 à 677 secondes pour établir cette étape avec une moyenne de 258,000 ±143,003. Chez les couples lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins où nous avons enregistré un temps moyen de 666,000± 53,429 secondes, avec un minimum de 490 secondes et un maximum de 836 secondes (Tab.125). L'étude statistique indique qu'il existe des différences très hautement significatives entre les différents temps de vibrations enregistrés (F<sub>obs</sub>=12,974 ; p : <0,0001) (Tab.125).

**Tableau 125 : Temps de la première vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	4	7	7
<b>Moy ±SEM</b>	211,150±31,177	258,000 ±143,003	666,000± 53,429	939,571±200,284
<b>Var</b>	19440,134	81799,333	19982,333	280796,952
<b>Min</b>	51	40	490	373
<b>Max</b>	541	677	836	1720
<b>F<sub>obs</sub></b>	12,974			
<b>P</b>	<0,0001***			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité].

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,17µg/ml) sur le nombre de la première vibration :**

Chez les couples témoins, nous avons trouvé que le nombre de vibration est d'une moyenne de  $14,050 \pm 2,929$  vibrations, avec un minimum de 1 et un maximum de 42 alors que la moyenne est de  $7,182 \pm 1,500$  vibrations chez les couples traités avec un minimum de 1 et un maximum de 19 (**Tab.126**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées la moyenne est de  $4,750 \pm 1,840$  vibrations, avec un minimum de 1 et un maximum de 17. Alors que chez les mâles sont traitées et les femelles sont témoins la moyenne est de  $10,571 \pm 3,174$  vibrations avec un minimum de 1 vibrations et un maximum de 33 vibrations (**Tab.126**).

La comparaison des variances montre qu'il existe des différences hautement significatives entre le nombre de vibration ( $F_{obs} = 4,633$   $p : < 0,006$ ) (**Tab.126**).

**Tableau 126: Nombre de vibration.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	8	14	11
<b>Moy ±SEM</b>	14,050±2,929	4,750± 1,840	10,571± 3,174	7,182± 1,500
<b>Var</b>	171,524	27,071	141,033	24,764
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	42	17	33	19
<b>F<sub>obs</sub></b>	4,633			
<b>P</b>	< 0,006**			

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité]

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,17µg/ml) sur le temps de premier léchage :**

Chez les couples témoins, les mâles lèchent les sécrétions des femelles après un temps moyen de  $284,450 \pm 33,620$  secondes et ce se fait dans 97 à 650 secondes, mais chez les couples traités, nous avons notés un temps moyen de  $939,571 \pm 200,284$  secondes dont le minimum est de 373 secondes et le maximum est de 1720 secondes (**Tab.127**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traités, nous avons enregistré un temps moyen de  $258,000 \pm 143,003$  secondes avec un minimum de 40 secondes et maximum de 677 secondes, alors que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de  $666,000 \pm 53,429$  secondes (**Tab.127**). L'analyse statistique révèle qu'il existe des différences très hautement significatives entre les temps de premier léchage ( $F_{obs} = 12,974$ ;  $p : 0,0001$ \*\*\*) (**Tab.127**).

**Tableau 127 : Temps du premier léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	4	7	7
<b>Moy ±SEM</b>	284,450±33,620	258,000± 143,003	666,000± 53,429	939,571±200,284
<b>Var</b>	22606,682	81799,333	19982,333	280796,952
<b>Min</b>	97	40	490	373
<b>Max</b>	650	677	836	1720
<b>F<sub>obs</sub></b>	12,974			
<b>P</b>	< 0,0001***			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,17µg/ml) sur le nombre de léchage :**

Nos résultats montrent que chez les couples témoins, le nombre de léchage est d'une moyenne de 3,150± 0,499 léchage, avec un minimum de 1 léchage et maximum de 9 léchages, pour les couples traités on a une moyenne de 2,286±0,474 léchages dont le minimum est de 1 léchage et le maximum est de 4 léchages (**Tab. 128**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré une moyenne de 3,250± 1,601 léchages, dont le minimum est de 1 et un maximum de 8 tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré une moyenne de 3,714± 0,969 avec un minimum de 1 léchage et maximum de 7 léchages (**Tab.128**). Nous avons enregistré qu'il n'existe pas des différences significatives entre le nombre de léchage observé ( $F_{obs}=1,044$ ;  $p : 0,386$ ) (**Tab.128**).

**Tableau 128 : Nombre de léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	4	7	7
<b>Moy ±SEM</b>	3,150±0,499	3,250± 1,601	3,714± 0,969	2,286±0,474
<b>Var</b>	4,976	10,250	6,571	1,571
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	9	8	7	4
<b>F<sub>obs</sub></b>	1,044			
<b>P</b>	0,386			

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *Lobaria pulmonaria* (0,17µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement :**

Chez les couples témoins nous avons noté que le temps de la première tentative est d'une moyenne de 302,500±36,337 secondes, avec un minimum de 75 secondes et maximum de 650 secondes. Alors que lorsque les deux partenaires sont traités le temps moyen est de

812,286±208,916 secondes, avec un minimum de 40 secondes et maximum de 1722 secondes (Tab. 129).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traités, le minimum est de 1670 et un maximum de 1670 secondes, avec une moyenne de 1670,000±0 secondes, alors que le minimum est de 201 et un maximum de 1077 secondes, avec une moyenne de 623,000± 146,376 lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins. L'analyse statistique montre qu'il existe des différences significatives entre les temps de tentatives ( $F_{obs}=3,610$  ;  $p : 0,025$ ) (Tab.129).

**Tableau 129 : Temps de la première tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	1	5	7
<b>Moy ±SEM</b>	302,500±36,337	1670,000±0	623,000± 146,376	812,286±208,916
<b>Var</b>	26407,211	0	107130,000	305520,571
<b>Min</b>	75	1670	201	40
<b>Max</b>	650	1670	1077	1722
<b>F<sub>obs</sub></b>	3,610			
<b>P</b>	0,025*			

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; Tr : Traité].

➤ **Effet de *Lobaria pulmonaria* (0,17µg/ml) sur le nombre de tentative d'accouplement :**

Les résultats de cette étude montrent que le nombre des tentatives effectuées par les mâles des couples témoins, affiche une moyenne de 3,200±0,506 tentatives dont le minimum est de 1 tentative et le maximum est de 9 tentatives. Pour les couples traités le nombre de tentatives est d'une moyenne de 2,286± 0,522 tentative avec un minimum de 1 tentative et un maximum de 5 tentatives (Tab.130).

Chez les couples des mâles témoins et des femelles traitées, nous avons enregistré de 1 tentatives, avec une moyenne de 1,000± 0, mais chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins le nombre de tentative est de 1 à 8 tentatives, avec une moyenne de 3,000±1,304 tentatives (Tab. 130).

La comparaison des variances montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre le nombre de tentative ( $F_{obs}=1,441$  ;  $p: 0,251$ ) (Tab. 130).

**Tableau 130 : Nombre de tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	1	5	7
<b>Moy ±SEM</b>	3,200±0,506	1,000± 0	3,000±1,304	2,286± 0,522
<b>Var</b>	5,116	0	8,500	1,905
<b>Min</b>	1	1	1	1
<b>Max</b>	9	1	8	5
<b>F<sub>obs</sub></b>	1,441			
<b>P</b>	0,251			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *Lobaria pulmonaria* (0,17µg/ml) sur le temps d'accouplement de *D.melanogaster*.**

L'accouplement est effectué dans à secondes lorsque les deux partenaires sont témoins avec une moyenne de 485,150±64,382 secondes, avec un minimum de 112 secondes et un maximum de 1335 secondes. Pour les couples traités nous avons notés une moyenne de 821,250±359,308 secondes, avec un minimum de 56 et un maximum de 1736 (**Tab. 131**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles traités nous avons notés un temps moyen de 503,000±331,874 avec 1152 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps moyen de 1140,500±226,156 secondes, avec 1732 secondes (**Tab.131**). L'étude statistique montre qu'il existe des différences significatives entre le temps d'accouplement ( $F_{obs}=4,503$ ;  $p$ : 0,010) (**Tab. 131**).

**Tableau 131: Temps du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	3	6	4
<b>Moy ±SEM</b>	485,150±64,382	503,000±331,874	1140,500±226,156	821,250±359,308
<b>Var</b>	82900,871	330421,000	306879,100	516410,250
<b>Min</b>	112	58	385	56
<b>Max</b>	1335	1152	1732	1736
<b>F<sub>obs</sub></b>	4,503			
<b>P</b>	0,010*			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

➤ **Effet de l'extrait de *Lobaria pulmonaria* (0,17µg/ml) sur la durée d'accouplement de *D.melanogaster*.**

Chez les couples témoins, nous avons observé que la durée d'accouplement est d'une moyenne de 1058,100±93,620 secondes, avec un minimum de 3 secondes et un maximum de 1624 secondes, alors que chez les couples traités, la durée d'accouplement est d'une moyenne de 673,750± 194,465 secondes, avec un minimum de 104 secondes et un maximum de 971 secondes (**Tab. 132**).

Les couples des mâles témoins et des femelles traitées, la durée moyenne de l'accouplement est de 1163,667±242,785 secondes, avec un minimum de 688 secondes et un maximum de 1486 secondes. Mais lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins, la durée est de 800 secondes, avec un minimum de 108 secondes et un maximum de 1160 secondes (**Tab.132**). Nous avons enregistré aucunes différences significatives entre la durée du premier accouplement ( $F_{obs} = 0,039$  ;  $p : 0,989$ ) (**Tab. 132**).

**Tableau 132: durée du premier accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr
<b>N</b>	20	3	4	4
<b>Moy ±SEM</b>	1058,100±93,620	1163,667±242,785	796,750±234,408	673,750± 194,465
<b>Var</b>	175295,252	176834,333	219787,583	151266,250
<b>Min</b>	3	688	108	104
<b>Max</b>	1624	1486	1160	971
<b>F<sub>obs</sub></b>	0,039			
<b>P</b>	0,989			

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **Tr** : Traité].

**3.12. Effet de *Lobaria pulmonaria* sur le comportement d'oviposition de *D. melanogaster* :**

**3.12.1. Effet de l'extrait éthanolique : (0,25 µg/ml)**

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles témoins :**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples témoins sur le milieu témoin est avec 63,190±22,025 un minimum de 10 et un maximum de 1120, par contre les couples témoin pondaient dans le milieu traité avec une moyenne de 26,118±3,678. L'analyse

statistique montre qu'il existe des différences significatives entre les deux choix ( $p : 0,041$ ) (**Tab. 133**).

Les femelles de *D. melanogaster* témoins avec les extraits éthanolique de *Lobaria pulmonaria* préfèrent le milieu témoin avec un maximum 666 de larves et un minimum de 20 larves, avec une moyenne de  $30,33 \pm 3,544$  larves, tandis que  $8,31 \pm 1,745$  larves dans le milieu traité (**Tab.133**), la comparaison des moyennes montre qu'il existe des différences très hautement significations entre les choix d'oviposition établis ( $p : < 0,0001$ ).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles témoins**

Les résultats montrent que les femelles témoins accouplées avec des mâles traités avec l'extrait éthanolique, peuvent pondre jusqu'à 69 œufs dans le milieu témoin avec une moyenne de  $26,778 \pm 6,761$  œufs et jusqu'à 71 œufs dans les milieux traitées avec le même extrait dont la moyenne de  $23,909 \pm 5,849$  œufs (**Tab. 133**). Cependant l'analyse statistique montre aucune différence significative entre les nombres de œufs ( $p : 0,751$ ) (**Tab. 133**).

Les femelles de *D. melanogaste* témoins couplés avec des mâles traités aux extraits éthanolique de *Lobaria pulmonaria* dans le milieu témoin avec un maximum de 23 larves et une moyenne de  $10,889 \pm 2,519$  larves. Dans le milieu traité un maximum de 19 larves et avec une moyenne de  $10,273 \pm 2,050$  larves. (**Tab.133**), l'analyse statistique montre aucune des différences significatives entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,620$ ) (**Tab. 133**).

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles traitées :**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles témoins et femelles traitées sur le milieu traité est de  $15,250 \pm 3,483$  œufs dont le maximum est de 32, tandis que celui déposé sur le milieu témoin est de  $16,143 \pm 5,040$  œufs dont le maximum est de 44 œufs (**Tab. 133**). Cependant l'analyse statistique par le test t de Student montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les choix établis ( $p : 0,787$ ) (**Tab. 133**).

Les femelles de *D. melanogaster* traité couplés avec des mâles témoins aux extraits d'éthanolique de *Lobaria pulmonaria* préfèrent le milieu témoin avec un maximum de 11 larves et une moyenne de  $6,333 \pm 1,382$  (**Tab. 133**). Et jusqu'à 13 larve dans milieu traité avec une moyenne de  $5,429 \pm 1,674$ , l'analyse statistique montre aucune différence significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,505$ ) (**Tab. 133**).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles traitées**

Le nombre moyen d’œufs pondus pour les couples mâles traité et femelles traitées dans le milieu témoin avec une moyenne est de  $31,375 \pm 7,648$  œufs dont le maximum est de 67 œufs, tandis que celui déposé sur le milieu traité est de  $21,857 \pm 3,247$  œufs dont le maximum est de 34 œufs (**Tab.133**). Cependant l’analyse statistique montre une différence significative entre les choix d’oviposition établis ( $p : 0,016$ ) (**Tab.133**).

Les larves issues de ce croisement sont en moyenne  $7,714 \pm 1,267$  larve dans le milieu traité avec un maximum de 12 larves et de  $8,000 \pm 1,282$  larve dans le milieu témoins avec un maximum de 13 larves. L’analyse statistique montre aucune différence significative entre les choix d’oviposition établis ( $p : 0,895$ ) (**Tab.133**).

**Tableau 133: Effet de l’extrait éthanolique de *Lobaria pulmonaria* sur le nombre total d’œufs et des larves pondus par les femelles issues des quatre croisements**

Couples	Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	Nombre des œufs pondus dans le milieu <i>L.p</i>	$t_{obs}$	$p$	Nombre des larves dans le milieu témoin	Nombre des larves dans le milieu <i>L.p</i>	$t_{obs}$	$p$
♂Tm X♀Tm	63,190±22,025	26,118±3,678	2,165	0,041 *	30,33 ± 3,544	8,31 ± 1,745	51,710	<0,000 I***
♂ <i>L.p</i> X♀ <i>L.p</i>	31,375±7,648	21,857±3,247	7,587	0,016 *	8.000± 1,282	7,714± 1,267	0,018	0,895
♂Tm X♀ <i>L.p</i>	16,143±5,040	15,250±3,483	0,076	0,787	6,333±1,382	5,429±1,674	0,476	0,505
♂ <i>L.p</i> X♀Tm	26,778±6,761	23,909±5,849	0,104	0,751	10,889±2,519	10,273±2,050	0,255	0,620

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum]

Le tableau 134 présente l’attractivité des femelles fécondées (qui ont subi un accouplement réussi) dans le choix du site de ponte. Il semble que les femelles témoins (n= 20) sont attiré significativement par l’odeur témoin car elles déposent 100% de leurs œufs dans le milieu témoin seulement ( $p : 1,000$  S) (**Tab. 134**). Sur les 20 couples traités, 8 femelles sont attirées par le milieu témoin ( $p : <0,930$  NS) (**Tab. 134**). Chez les 20 couples dont le mâle est témoin et la femelle est traitée, 7 femelles sont attirées et 9 femelles chez les couples ou le mâle traité et femelle témoin, sont attirées significativement par le milieu témoin ( $p : <0,930$  NS) (**Tab. 134**).

Alors que dans le milieu traité, aucune femelle des couples témoins n’est attirée par ce dernier ; aussi, 7 femelles sont attirées par ce milieu quand elles sont issues des

accouplements de mâles et femelles traitées (**Tab. 134**). Les résultats montrent que seulement 9 à 11 femelles choisissent le milieu traité lorsque l'un des deux partenaires est traité (**Tab. 134**).

**Tableau 134 : Effet d'une concentration des feuilles de *Lobaria pulmonaria* (0,25 µg/ml) sur le choix du site de ponte chez *D. melanogaster***

	N	Milieu témoin			Milieu traité		
		A	NA	P	A	NA	P
♂Tm x ♀Tm	20	20	0	1,000 S	0	20	1,000 S
♂Tm x ♀Tr	20	7	13	<0,930 NS	9	11	<0,930 NS
♂Tr x ♀Tm	20	9	11	<0,930 NS	11	9	<0,930 NS
♂Tr x ♀Tr	20	8	12	<0,930 NS	7	13	<0,930 NS

Le tableau 135 présente l'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* (n= 20) en présence d'extrait éthanolique de *Lobaria pulmonaria*.

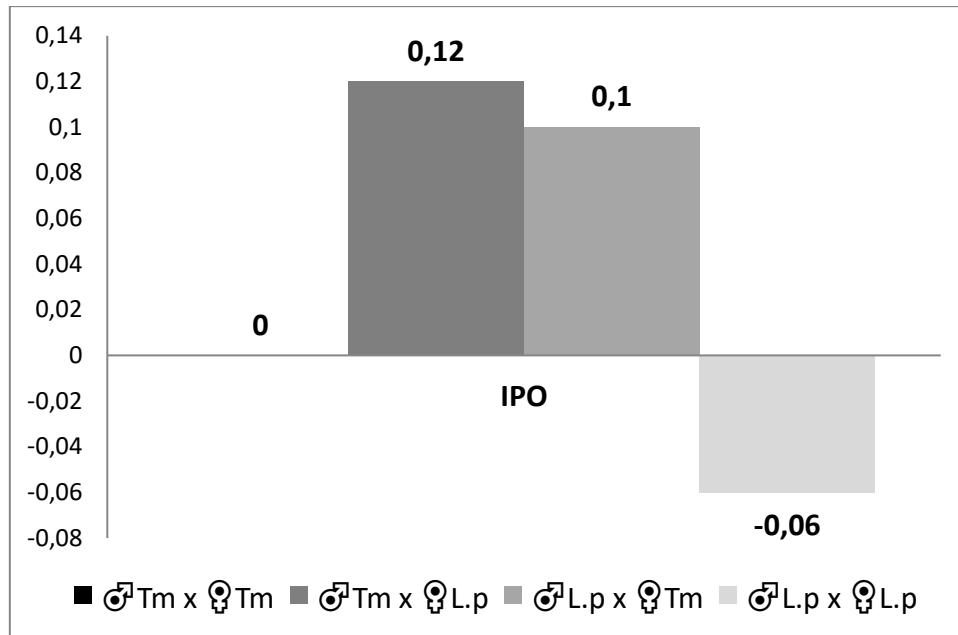
Les couples témoins, préfèrent le milieu témoin ou les deux milieux témoin et traité avec un indice de préférence positive +0 respectivement. Les résultats montrent qu'il existe une attraction vers les deux milieux de la même façon, donc l'extrait éthanolique de *Lobaria pulmonaria* n'attire pas les femelles *D.melanogaster*.

Un IPO positive a été enregistré chez les couples où l'un des partenaires est traité (+ 0,1 ; +0,12). Cependant les résultats montrent une attraction appréciable sur le milieu traité c'est-à-dire l'extrait éthanolique attire les femelles de *D.melanogaster*.

Pour les couple traités un indice de préférence négatif a été enregistré (-0,06), c'est-à-dire que l'extrait est répulsif.

**Tableau 135: Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanolique de *Lobaria pulmonaria* (0,25µg/ml) :**

Couple	♂Tm x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tm	♂Tr x ♀Tr
IPO	+0	+0,12	+0,1	-0,06



**Figure 47 : Indice de préférence d’oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d’extrait éthanolique de *Lobaria pulmonaria* (0,25 µg/ml)**

### 3.12.2. Effet de l’extrait aqueux de *L.pulmonaria* (0,17 µg/ml) :

#### 3.12.2.1. Effet sur le choix d’oviposition

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles témoins :**

Le nombre moyen d’œufs pondus pour les couples témoins sur le milieu témoin est de avec  $58,100 \pm 19,155$  un minimum de 2 et un maximum de 996, et  $24,202 \pm 3,555$  dans le milieu traité. L’analyse statistique montre qu’il existe des différences significatives entre les deux choix ( $p : 0,036$ ) (**Tab. 136**).

Les femelles de *D. melanogaster* témoins avec les extraits aqueux de *Lobaria pulmonaria* préfèrent le milieu témoin avec un maximum 108 de larves et un minimum de 4 larves, avec une moyenne de  $34,15 \pm 4,481$  larves, tandis que  $9,24 \pm 1,108$  larves dans le milieu traité (**Tab.136**), la comparaison des moyennes montre qu’il existe des différences très hautement significations entre les choix d’oviposition établis ( $p : < 0,0001$ ).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles témoins**

Les résultats montrent que les femelles témoins accouplées avec des mâles traités avec l’extrait aqueux, peuvent pondre jusqu’à 125 œufs dans le milieu témoin avec une moyenne de  $37,053 \pm 7,338$  œufs et jusqu’à 152 œufs dans les milieux traitées avec le même extrait dont

la moyenne de  $44,000 \pm 8,722$  œufs (**Tab.136**). Cependant l'analyse statistique montre aucune différence significative entre les nombres de œufs ( $p : 0,644$ ) (**Tab. 136**).

Les femelles de *D. melanogaste* témoins couplés avec des mâles traités aux extraits aqueux de *Lobaria pulmonaria* dans le milieu témoin avec un maximum de 24 larves et une moyenne de  $10,636 \pm 2,167$  larves. Dans le milieu traité un maximum de 21 larves et avec une moyenne de  $7,000 \pm 1,533$  larves (**Tab.136**). L'analyse statistique montre aucune des différences significatives entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,534$ ) (**Tab. 136**).

➤ **Croisement : mâles témoins X femelles traitées :**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles témoins et femelles traitées sur le milieu traité est de  $59,500 \pm 9,926$  œufs dont le maximum est de 146, tandis que celui déposé sur le milieu témoin est de  $11,933 \pm 2,811$  œufs dont le maximum est de 36 œufs (**Tab. 136**). Cependant l'analyse statistique par le test t de Student montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les choix établis ( $p : 0,001$ ) (**Tab. 136**).

Les femelles de *D. melanogaster* traité couplés avec des mâles témoins aux extraits aqueux de *Lobaria pulmonaria* préfèrent le milieu témoin avec un maximum de 8 larves et une moyenne de  $5,667 \pm 1,202$  (**Tab. 136**). Et jusqu' à 72 larve dans milieu traité avec une moyenne de  $20,056 \pm 5,280$ , l'analyse statistique montre des différences significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,013$ ) (**Tab. 136**).

➤ **Croisement : mâles traités X femelles traitées**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles traité et femelles traitées dans le milieu témoin avec une moyenne est de  $31,706 \pm 5,138$  œufs dont le maximum est de 68 œufs, tandis que celui déposé sur le milieu traité est de  $37,824 \pm 5,259$  œufs dont le maximum est de 78 œufs (**Tab. 136**). Cependant l'analyse statistique montre aucune différence significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,903$ ) (**Tab.136**).

Les larves issues de ce croisement sont en moyenne  $11,933 \pm 2,811$  larves dans le milieu traité avec un maximum de 36 larves et de  $9,143 \pm 2,181$  larves dans le milieu témoins avec un maximum de 27 larves. L'analyse statistique montre aucune différence significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,398$ ) (**Tab.136**).

**Tableau 136 : Effet de l'extrait aqueux de *Lobaria pulmonaria* sur le nombre total d'œufs et des larves pondus par les femelles issues des quatre croisements**

Couples	Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	Nombre des œufs pondus dans le milieu <i>L.p</i>	$t_{obs}$	$p$	Nombre des larves dans le milieu témoin	Nombre des larves dans le milieu <i>L.p</i>	$t_{obs}$	$p$
♂Tm X ♀Tm	58,100±19,15 5	24,202±3,555	1,210	0,036 *	34,15 ± 4,481	9,24 ± 1,108	47,000	<0,000 1***
♂ <i>L.p</i> X ♀ <i>L.p</i>	31,706±5,138	37,824±5,259	0,015	0,903	9,143± 2,181	11,933± 2,811	0,739	0,398
♂Tm X ♀ <i>L.p</i>	11,933±2,811	59,500±9,926	13,021	0,001* *	5,667±1,202	20,056±5,28 0	7,559	0,013*
♂ <i>L.p</i> X ♀Tm	37,053±7,338	44,000±8,722	0,217	0,644	10,636±2,167	7,000± 1,533	0,397	0,534

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum]

Le tableau 137 présente l'attractivité des femelles fécondées (qui ont subi un accouplement réussi) dans le choix du site de ponte. Il semble que les femelles témoins (n= 20) sont attiré significativement par l'odeur témoin car elles déposent 100% de leurs œufs dans le milieu témoin seulement ( $p$ : 1,000 S) (**Tab. 137**). Sur les 20 couples traités, 17 femelles sont attirées par le milieu témoin ( $p$  : 1,000 S) (**Tab. 137**). Chez les 20 couples dont le mâle est témoin et la femelle est traitée, 15 femelles sont attirées par le milieu témoin ( $p$  : <0,968 NS), et 19 femelles chez les couples ou le mâle traité et femelle témoin, sont attirées significativement par le milieu témoin ( $p$ : 1,000 S) (**Tab. 137**).

Alors que dans le milieu traité, aucune femelle des couples témoins n'est attirée par ce dernier ; aussi, 17 femelles sont attirées par ce milieu quand elles sont issues des accouplements de mâles et femelles traitées (**Tab. 137**). Les résultats montrent que 17 à 18 femelles choisissent le milieu traité lorsque l'un des deux partenaires est traité (**Tab. 137**).

**Tableau 137 : Effet d'une concentration des feuilles de *Lobaria pulmonaria* (0,17 µg/ml) sur le choix du site de ponte chez *D. melanogaster***

	N	Milieu témoin			Milieu traité		
		A	NA	P	A	NA	P
♂Tm x ♀Tm	20	20	0	1,000 S	0	20	1,000 S
♂Tm x ♀Tr	20	15	5	0,968 NS	18	2	1,000 S
♂Tr x ♀Tm	20	19	1	1,000 S	19	1	1,000 S
♂Tr x ♀Tr	20	17	3	1,000 S	17	3	1,000 S

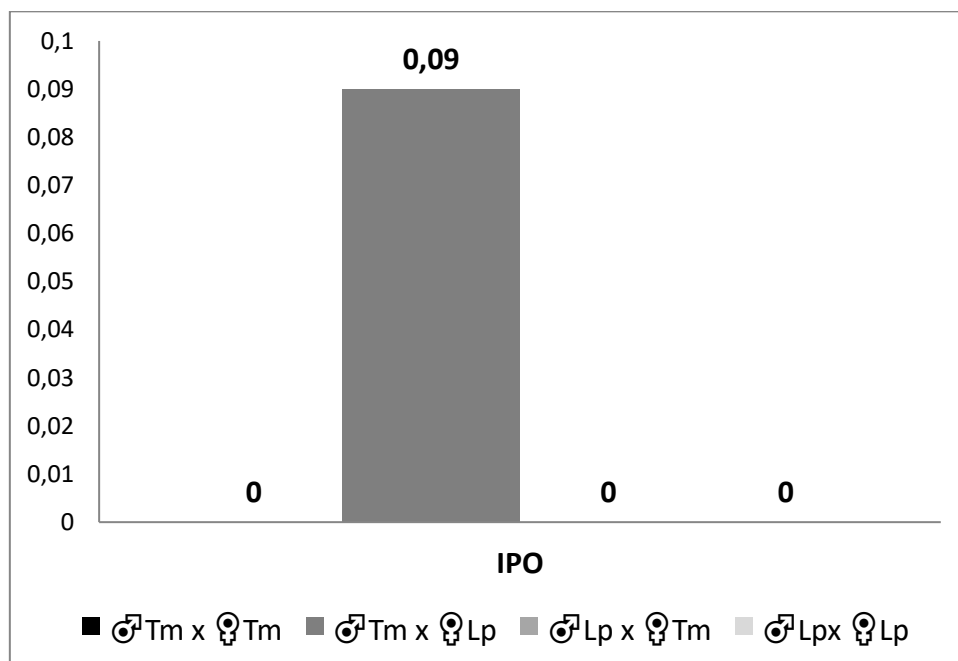
Le tableau 138 présente l'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melangaster* (n= 20) en présence d'extrait aqueux de *Lobaria pulmonaria*.

Les couples témoins, traité et les couples ou la femelle témoin couplée avec le mâle traité préfèrent le milieu témoin ou les deux milieux témoin et traité avec un indice de préférence positive +0 respectivement. Les résultats montrent qu'il existe une attraction vers le milieu témoin ou les deux milieux de la même façon, donc l'extrait aqueux de *Lobaria pulmonaria* qui n'attire pas les femelles *D.melanogaster*.

Un IPO positive a été enregistré chez les couples ou la femelle est traitée et le male témoin + 0,09. Cependant les résultats montrent une attraction appréciable sur le milieu traité c'est-à-dire l'extrait éthanolique attire les femelles de *D.melanogaster*.

**Tableau 138 : Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melangaster* d'extrait aqueux de *Lobaria pulmonaria* (0,17µg/ml)**

Couple	♂Tm x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tm	♂Tr x ♀Tr
IPO	+0	+0,09	+0	+0



**Figure 41 : Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melangaster* d'extrait aqueux de *Lobaria pulmonaria* (0,17 µg/ml)**

# Discussion

#### 4. Discussion :

Ces dernières années, dans le monde entier, les produits naturels ont attiré l'attention des chercheurs sur la recherche de nouvelles solutions alternatives pour réduire l'utilisation excessive de ces pesticides synthétiques. Parmi ces alternatives que présente la nature, les produits d'origine végétale présentent un intérêt particulier car ils sont moins toxiques, biodégradables et spécifiques à la cible (**Dua et al., 2010 ; Subramaniam et al., 2012**).

La lutte contre les insectes entre dans une nouvelle phase « botanique » qui fournit des molécules non toxiques pour les organismes non-visés, biodégradables, moins susceptibles de provoquer la résistance chez les espèces cibles et qui semblent l'un des moyens en meilleure harmonie avec l'environnement (**Philogene, 1991**).

Dans le cadre de la recherche des molécules bioactives, d'origine végétale, efficaces dans la lutte contre la mouche du vinaigre *D. melanogaster*, cette thèse a pour objectif de valoriser l'utilisation des plantes en tant qu'insecticides. *D. melanogaster* a été choisi comme modèle vu sa capacité de provoquer des dégâts directs, sans action préalable de micro-organismes ou présence de blessures, sur les cultures fruitières et maraîchères (**Delbac et al., 2014**). Les dégâts indirects se manifestent par la vexion de certains pathogènes liés notamment au mutualisme de *D. melanogaster* avec certaines levures (**Fermaud et al., 2002 ; Hamby et al., 2012**) ou d'autres pathogènes (**Van Timmeren et Isaacs, 2014**). C'est une caractéristique des drosophiles, quelle que soit l'espèce, d'être associées aux levures (**Morais et al., 1992**). Le rôle de propagation de champignons est également connu, avec notamment la vexion du botrytis par *D. melanogaster*, agent de la pourriture grise des fruits (**Louis et al., 1996**). Dans les habitations et les commerces, le risque sanitaire est majeur et dû surtout à la contamination des aliments et à la prolifération rapide des mouches.

Chez la drosophile, quelques molécules comme le sucre, le sel, les substances amères et les acides aminés ont fait l'objet d'études permettant de mieux comprendre leur perception et les différentes voies métaboliques impliquées (**Van Naters et Carlson, 2006, Vosshall et Stocker, 2007**).

La présente recherche s'oriente vers l'étude des effets toxiques des extraits de végétaux inférieurs et supérieurs sur la mortalité, le comportement alimentaire et sexuel de la mouche de vinaigre.

*Drimia maritima* est une plante à bulbe, qui pousse dans différents sols, notamment dans des terres alluviales au bord d'un lac ou d'une rivière, dans des sols argileux, sableux et calcaires. Elle est très répandue dans la région méditerranéenne, en Afrique et en Inde et leur partie médicinale est principalement constituée de bulbes frais ou séchés, les plus anciens écrits sur ces plantes et font état des propriétés médicinales de *Drimia maritima* (Nultsch, 1998). C'est un médicament commercialement important en raison de ses valeurs médicinales. Jusqu'à présent, de nombreuses études ont été menées afin d'identifier les constituants chimiques et de comprendre les propriétés pharmacologiques de cette espèce (Nultsch, 1998).

Les Lichens ne constituent pas un groupe systématique comme les autres mais un groupe biologique réunissant un champignon le mycosymbiote, hétérotrophe (tributaire d'un autre être vivant pour son alimentation carbonée) et une algue, le phycosymbiote, autotrophe (Capable de photosynthèse), les deux vivant en symbiose (Nultsch, 1998).

Parmi beaucoup d'autres, nous avons retenu deux définitions des lichens, la première liée à la position systématique des deux partenaires, la seconde insistant sur leur disposition structurale : « On appelle lichens, tous les végétaux, présentant une individualité bien marquée, qui résultent de la symbiose d'un Eumycète avec une cyanobactérie ou un chlorophyte » (Ozenda et Clauzade, 1970). « Un Lichen est une association stable, indépendante, d'un mycobionte et d'un phycobionte dans laquelle le mycobionte est le partenaire « enveloppant », « externe » (Hawksworth, 1988).

Ainsi, le terme « Lichen » désigne une association d'un élément fongique et d'un élément algal. Seulement ce qu'il convient de souligner et indiscutablement, qu'un lichen est une biomorphose, c'est à dire une forme nouvelle qui résulte des interactions entre ses constituants. Il ne ressemble plus vraiment à l'un ou l'autre des associés, tellement l'intégration morphologique, physiologique, chimique et génétique a été poussée (Van Haluwyn et Lerond, 1993).

Parmis tous les lichens, *Ramalina farinacea* est caractérisée par un thalle fruticuleux, représenté en lanières plates attachées uniquement par leurs extrémités (Flour, 2004). Selon (Motyka 1958 ; Ozenda, 2000) le groupement à Ramalinae évolue en général dans les hautes montagnes.

*L. pulmonaria* aussi c'est un lichen qui est connu par ces effets thérapeutiques dans des maladies comme l'eczéma, l'hémorragie, l'arthrite et des maladies respiratoires incluant l'asthme ; un thé aromatique préparé de *L. pulmonaria* est utilisé pour son effet de laxatif (Huneck, 1999). Nous avons récemment rapporté l'antioxydant et des activités anti-inflammatoires pour *L. pulmonaria* (Suleyman *et al*, 2003 ; Odabasoglu *et al*, 2004).

La mortalité est le premier critère de jugement de l'efficacité d'un traitement chimique ou biologique. Nos résultats montrent que tous les extraits testés ont provoqué des mortalités importantes. Le nombre moyen des mouches mortes le plus élevé enregistré pour les extraits (ethanolique et aqueux) des bulbes de *D. maritima* avec une mortalité moyenne respectivement enregistré chez les extraits (ethanolique et aqueux) des deux lichens *R.farinacea* et *L.pulmonaria*.

Nos résultats montrent que les extraits éthanoliques et aqueux de *D.maritima* agissent sur la durée de développement larvaire et sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée. Les six concentrations utilisées (éthanoliques : 0,12 µg/ml, 0,25 µg/ml, 0,5 µg/ml) (aqueux : 0,10 µg/ml, 0,20 µg/ml, 0,40 µg/ml) présentent une forte activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours après le traitement) On arrive à tués 100% de la population après 15 jours de traitement.

Deepak *et al.*, (2003) ont également mentionné que la plante similaire n'est consommée ni par les humains ni par les animaux en raison de sa toxicité. Par conséquent, l'administration orale de *Drimia indica* sous quelque forme que ce soit peut-être un sujet de préoccupation sérieux, et des études de toxicité supplémentaires sont justifiées avant son utilisation comme médicament oral (Aswal *et al.*, 2019). Les bulbs de *D. indica* causes une toxicité aiguë et chronique avec une flavone C-glycosyl et la flavone a présenté un profil de sécurité dans les expériences de toxicité (Bevara *et al.*, 2017).

La chimie de *D. maritima*, communément appelé squill, est complexe mais bien étudiée, en raison de son activité de glycoside cardiaque (médicinal) et de raticide ; mais on sait relativement peu de choses sur ses activités insecticides (Civelek et Weintraub, 2004).

Hassid *et al.*, (1976), ont été les premiers à examiner les propriétés insecticides des extraits de *D. maritima*. Ils ont montré que le feuillage de *D. maritima* était hautement toxique pour les larves de lépidoptères, comme *Spodoptera littoralis*, et que les extraits méthanoliques

de feuilles séchées (qui contenaient de l'acide L-azétidine-2-carboxylique AZA), lorsqu'ils étaient incorporés dans un régime artificiel, provoquaient également une mortalité de 100%. En outre, l'utilisation d'extraits aqueux de bulbes blancs pentaploïdes (n\_50) de *D. maritima* et l'application de ces extraits comme insecticide a été utilisée contre un ravageur de la tomate et a montré que les traitements réduisaient le nombre de larves à deux ou moins par feuille (Civelek et Weintraub, 2004).

D'autres études montrent que les extraits de plantes peuvent avoir une activité insecticide intense sur la drosophile telle que l'étude de Habbachi *et al* (2013) lors de l'utilisation des extraits de *Peganum harmala* (*Zygophyllaceae*) ; ce travail montre que les graines de la plante causent plus de mortalité comparativement aux feuilles, ainsi que le travail de Habbachi *et al* (2019) sur la plante des zones arides *Cleome arabica* qui montre aussi son efficacité sur la mortalité de *D. melanogaster*.

Ces résultats sont similaires aux travaux antérieurs portant sur la toxicité des Diptère nous notons ceux qui sont signalés chez *Culex pipiens* avec *Peganum harmala* (Habbachi *et al.*, 2014 ; Benhissen, 2016) et *Blattella germanica* (Masna, 2016), les ravageurs de cultures ; sur des larves de lépidoptères (Abdel-Rahman et Al-Mozini, 2008 ; Abbasipour *et al.*, 2010) que sur des larves de coléoptères (Salari *et al.*, 2012 ; Amandeep et Meera, 2014) et d'acridiens (Idrissi-Hassani et Hermas, 2008 ; Kemassi *et al.*, 2012). Dhumad Kadhim *et al.*, 2015) ont rapporté les effets de différents extraits de graines de *P. harmala* sur le charançon du riz *Sitophilus oryzae* L., à une concentration de 1%, 2% et 3%. Après 24, 48, 72 heures, des taux de mortalité de 98, 100, 100% ont été enregistré avec l'extrait éthanolique et de 64, 66, 74% avec un extrait aqueux, respectivement. En effet, certains auteurs ont pu montrer la propriété insecticide, vis-à-vis d'un certain nombre de ravageurs (Zeng *et al.*, 2010 ; Bouayad *et al.*, 2012 ; Kontsedalov *et al.*, 2009 ; Ghanim et Kontsedalov, 2009 ; Marčić *et al.*, 2009 ; Bretschneider *et al.*, 2003), l'action de *Drimia gnidum* a été aussi rapportée sur *Spodoptera littoralis* (Pérez Izquierdo et Ocete, 1994), *Xanthogaleruca luteola* (Maistrello *et al.*, 2005), *Sitophilus oryzae*, *Rhizopertha dominica* (Benayad, 2008) et *C. pipiens* (Habbachi *et al.*, 2014). Dahchar *et al.*, 2016 ont testé le potentiel larvicide d'extrait aqueux de feuilles de la plante contre deux espèces de moustiques, *C. pipiens* et *Culiseta longiareolata*. Après 72 heures. Une étude récente de Badalamenti *et al.*, (2020) montre que la plante *Drimia panchration* (*Asparagaceae*) présente une activité insecticide contre les adultes de *Stegobium paniceum* (Anobiidae).

Les plantes du genre *Drimia* sont connues pour leur activité toxique chez les humains et les mammifères ; à fortes doses, cependant, les plantes, principalement leurs bulbes, étaient émétiques et cathartiques et pouvaient provoquer une dépression cardiaque (**Amasta et al., 1986**). Un texte ayurvédique classique a également révélé que bien que les bulbes de la plante contrôlent les nausées et les vomissements, de fortes doses peuvent produire des vomissements et ne devraient pas être utilisées telles quelles sans traitement (**Sankhyadhar et al., 2012**).

Selon **Verbiscar et al., (1986)**, les composés actifs de notre plante, *D. maritima*, sont l'acide L-azetidine-2-carboxylique (AZA) (**Hegnauer, 1970**), et les bufadiénolides scilliroside, scilla glycoside, et aglycones. **Ghorabi et Ghouana (2018)** ont montré que Seul le bulbe contient les principaux constituants qui sont des hétérosides cardiotoniques (scillarènes A et B, scillipicine, scilline, scillitoxine). Le scillarène A et le scillarène B sont deux hétérosides cardiotoniques stéroïdiens, de type bufadiénolide.

*D. maritima* agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une l'accélération dans la croissance des larves en pupes et ce pour les trois concentrations. Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 10% à 20% de la population (traitée avec les extraits ethanologique et aqueux) de *D.maritima* n'atteint pas le stade adulte, il semble que les larves ne consomment pas le milieu traité avec cette plante.

D'après **Pascual-Villalobos et Fernandez, 1999 ; Pascual-Villalobos, 2002 ; Metin et Burun, 2010**, les feuilles et les bulbes de *D. maritima* ont montré une activité insecticide significative contre plusieurs espèces. Différents composés actifs aux propriétés insecticides, dont l'acide L-azetidine-2-carboxylique et les bufadiénolides, la scillirosidine et la proscillaridine A, ont été isolés de cette espèce de *Drimia* (**Hassid et al., 1976 ; Pascual-Villalobos, 2002**), ce qui confirme nos résultats.

Toujours pour cerner les substances toxiques des plantes supérieures et voir si le lichen, en plus de ses capacités médicamenteuses, peut être utilisée comme bio-insecticide et pour limiter la prolifération des insectes nuisibles. Les résultats montrent que les extraits ethanologique et aqueux de *R. farinacea* agissent sur la durée de développement larvaire et sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée. Les sept concentrations (ethanologique : 0.25µg/ml, 0,5µg/ml, 1.5µg/ml, 2µg/ml) (aqueux : 0.20µg/ml, 0,25µg/ml, 0.5µg/ml) utilisées présentent une activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours

après le traitement) On arrive à tués 16% de la population avec l'extrait ethanologique et 50% avec l'extrait aqueux après 15 jours de traitement.

*R. farinacea* agit significativement sur le développement de la mouche en induisant un ralentissement dans la croissance des pupes en adultes et ce pour les quatre concentrations d'extrait ethanologique (0.25µg/ml, 0,5µg/ml, 1.5µg/ml, 2µg/ml), et une accélération dans la croissance des larves en pupes, que 80% de la population atteint le stade pupal et ce pour les trois concentrations d'extrait aqueux (0.20µg/ml, 0,25µg/ml, 0.5µg/ml). Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 20% à 30% de la population traitée avec les extraits ethanologique de *R. farinacea* n'atteint pas le stade adulte, et 15% à 20% pour l'extrait aqueux.

**Giez, Lange et Proksch (1994)** ont montré que les composés de lichen, l'acide oxyphysodique et l'acide vulpinique, étaient toxiques pour l'insecte herbivore polyphage *Spodoptera littoralis* (Boisd.) (Lépidoptères : Noctuidés). Les résultats de L'évaluation des métabolites des lichens ont montré un potentiel très élevé en tant que ressource d'insecticides naturels contre *Culiseta longiareolata* (**Cetin et al., 2012**).

D'autres études montrent que Tous les métabolites secondaires du lichen ont une activité larvicide à des degrés divers, (β)-l'acide usnique a été isolé de *Ramalina farinacea* (**Cetin et al., 2012**). Qui est toxique pour les herbivores polyphages (**Emmerich et al. 1993**).

Plusieurs études ont signalé que les extraits de lichen peuvent avoir une activité insecticide intense sur les mouches des fruits, comme l'étude de **Cetin et al., (2008)** lors de l'utilisation des principaux composés de lichen, (acide (-) - et (β)-usnique) contre les larves du moustique domestique, *C. pipiens L*, Ces métabolites ont été trouvés d'être hautement toxiques à des concentrations de 2,5, 5 et 10 ppm, aussi l'acide (β)-usnique a eu un effet létal élevé sur les larves de deuxième et troisième stades de *C. longiareolata*.

De même, l'activité larvicide de certains métabolites de lichen contre les larves de deuxième stade d'*Aedes aegypti* (L.) a également été signalée par (**Kathirgamanathar et al., 2006**). Ainsi que la mortalité larvaire des quatre métabolites dépendait de la concentration ; l'acide (β)-usnique, l'acide gyrophorique et l'acide 3-hydroxyphysodique présentaient la plus grande toxicité larvaire, avec une mortalité complète à 5 ppm (**Cetin et al., 2012**).

Par ailleurs, plusieurs recherches ont mis en évidence l'effet insecticide efficace vis-à-vis des adultes de *Ceratitis capitata* puisque la mortalité moyenne cumulée des adultes augmente jusqu'à 100% en fonction des doses testées et du temps d'exposition par rapport au témoin avec l'extrait de *R. farinacea* (Bachi, 2018).

Les métabolites secondaires des lichens sont connus pour présenter un large éventail d'activités biologiques. Ils ont montré de fortes activités cytotoxiques, avec une utilité possible contre les cellules cancéreuses. L'acide usnique a été signalé comme diminuant la prolifération des cellules cancéreuses du sein humain et des cellules cancéreuses du poumon humain sans aucun dommage à l'ADN. (Mayer *et al.* 2005).

Pour *L. pulmonaria* nos études montrent que les extraits ethanologique et aqueux de *L. pulmonaria* agissent sur la l'activité larvaire et sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée. Les sept concentrations (ethanologique : 0.40µg/ml, 0,5µg/ml, 1µg/ml) (aqueux : 0.20µg/ml, 0,25µg/ml, 0.5µg/ml) utilisées présentent une activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours après le traitement) pour tués jusqu'à 91% de la population avec l'extrait ethanologique et 28% avec l'extrait aqueux après 15 jours de traitement.

*L. pulmonaria* agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une accélération dans la croissance des larves en pupes et ce pour les trois concentrations d'extrait ethanologique (0.40µg/ml, 0,5µg/ml, 1 µg/ml ), et une accélération dans la croissance, seule 10% de la population traitée avec les extraits ethanologique de *L. pulmonaria* n'atteint pas le stade adulte et que à partir du 13ème jour du traitement le nombre de cette dernière se diminue jusqu'à 1% et ce pour les trois concentrations d'extrait aqueux (0.20µg/ml, 0,25µg/ml, 0.5µg/ml). Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 15% à 20% de la population traitée avec les extraits aqueux de *L. pulmonaria* n'atteint pas le stade adulte.

Les extraits des bulbes de *D. maritima* s'avère la plus active, avec un taux de mortalité de 100% chez les larves de *D. melanogaster*. Les extraits des deux lichens *R. farinacea* et *L. pulmonaria* ont donné un effet non négligeable et un bon résultat pour leur toxicité sur les larves de *Drosophila melanogaster*, cette efficacité est confirmée par le nombre élevé des mouches mortes. De l'ensemble de ces résultats, un premier classement de l'efficacité toxique des extraits testés est mis en évidence, ainsi que l'extrait le plus toxique est celui des bulbes de *D. maritima* avec un taux de mortalité de 100%.

Les résultats obtenus montrent nettement que tous les extraits testés ont révélé un effet très hautement significatif sur la mortalité des larves de *Drosophila melanogaster*, au fur et à mesure que la dose et le temps d'exposition augmentent,

Le comportement d'insectes et tous les animaux, est dirigé par des interactions entre les neurones au sein de leur système nerveux. Les insecticides ont été choisis et parfois conçus pour leur capacité remarquable à tuer les insectes. La plupart attaquent des sites spécifiques dans le système nerveux de l'insecte. Donc il n'est pas surprenant que les insecticides à des niveaux qui ne mènent pas à la mortalité peuvent influencer le comportement (**Haynes, 1988 ; Rafalimanana, 2004**).

Les études sur les effets comportementaux des neurotoxiques sont importantes pour plusieurs raisons. D'abord, les observations détaillées des symptômes comportementaux d'insectes empoisonnés aideront à élucider les modes d'action des insecticides nouveaux et conventionnels. Deuxièmement, il est clair que presque tous les insecticides interfèrent avec les comportements normalement bien orchestrés des insectes ravageurs et peuvent donc contribuer à la gestion de leurs populations (**Haynes, 1988 ; Desneux et al., 2007 ; Lürning et Scheffer, 2007**).

Pour la drosophile, la localisation et l'évaluation des différentes ressources nécessaires pour l'alimentation peut être une tâche formidable. Non seulement ces ressources sont souvent dispersées sur une grande échelle par rapport à la taille de l'insecte, mais les différents types de ressources sont également susceptibles d'exiger des ensembles uniques de signaux de reconnaissance. En conséquence, le comportement de recherche d'insectes est un processus comportemental complexe médité par une multitude d'imputes sensorielles (**Papaj et Vet, 1990 ; Byers, 1996 ; Finch et Collier, 2000 ; Bergman et Wiklund, 2009**) et, bien que le comportement de recherche a été largement étudié, il est encore très bien difficile de savoir comment différentes modalités de recherche fonctionnent dans un contexte écologique et contribuent au processus de décision qui permet à l'insecte de trouver sa cible de recherche(**Chardonnet, 2013 ; Schäpers et al., 2015**).

Le comportement d'une larve de drosophile dépend de l'interaction entre des stimuli externes (écologiques) et internes (physiologiques). Si la réponse des larves à différents taux d'humidité, à certains sucres ou à l'éthanol est connue depuis plusieurs décennies (**Cooper, 1960 ; McKenzie et Parsons, 1972 ; Parsons, 1977**). C'est beaucoup plus récemment qu'il a

été montré que les larves utilisent leur système chimiosensoriel pour détecter leur nourriture suivant des interactions sociales (**Fourgeron, 2011 ; Beltrami et al., 2012**). De plus, comme les larves baignent dans la nourriture, les systèmes olfactif et gustatif coopèrent lors de la recherche de la nourriture la plus appropriée à leurs besoins.

Pour cela, Nous avons aussi testé différentes odeurs issues du milieu de l'alimentation et l'odeur du milieu de traitement sur le choix d'attraction des larves traitées comparativement avec les larves témoins qui préfèrent généralement le milieu traité. Les extraits des plantes étudiée agissent sur l'attractivité alimentaire des L3 de la *D. melanogaster*. Ces derniers préfèrent le milieu Traité qui a un effet attractif. Certaines larves testées de cette espèce de drosophile perdent la faculté de détection ou préfèrent le milieu témoin avec un effet répulsif des extraits, lors de nos test un nombre important des asticots n'arrivent pas à localiser les odeurs témoins et/ou traités. En **2011, Fourgeron** a pu, aussi, montrer que les larves de cette mouche sont attirées significativement par l'odeur de leur milieu de culture et particulièrement par l'odeur des acides gras insaturés. La composition chimique de notre milieu reste à identifier afin de déterminer les différentes molécules et définir les préférences alimentaires de cette souche de mouche.

Les résultats de ce travail montrent, également, que les molécules bioactives de *D.maritima*, *R. farinacea* et *L.pulmonaria* influent significativement sur le lieu de pupation. Lorsqu'on utilise les deux milieux dans l'arène du test les larves testées de drosophile préfèrent faire leur puppe loin des papiers imbibés des milieux de culture.

Chez la drosophile, quelques molécules comme le sucre, le sel, les substances amères et les acides aminés ont fait l'objet d'études permettant de mieux comprendre leur perception et les différentes voies métaboliques impliquées (**Van Naters et Carlson 2006, Vosshall et Stocker 2007**).

Les larves de drosophile possèdent sur leur partie antérieure, 3 organes sensoriels externes : l'organe dorsal (DO), l'organe terminal (TO) et l'organe ventral (VO). Ces organes comportent des sensilles sensorielles permettant à la larve de percevoir les molécules présentes dans son environnement. Seul le DO est impliqué dans la perception olfactive. C'est un organe constitué d'un dôme, contenant 1 sensille avec plusieurs pores, et de 6 sensilles périphériques. Le dôme est innervé par 32 neurones dont 21 ORNs (Olfactory Receptor Neuron) (**Oppliger et al., 2000, Kreher et al., 2005, Heimbeck et al., 1999**). Lorsque l'on

inhibe ces 21 neurones, les larves deviennent anosmiques, ce qui suggère que ce sont les seuls neurones olfactifs chez les larves (**Larsson et al., 2004a, Fishilevich et al., 2005**). Lorsqu'une molécule odorante atteint le DO, elle va alors se fixer sur des ORs, présents sur les dendrites des ORNs. Vingt-cinq ORs (Olfactory Receptor) différents sont exprimés chez les larves. Parmi ces ORs, 14 sont spécifiques au stade larvaire et 11 existent à la fois chez les larves et chez les adultes (**Fishilevich et al., 2005**). Les ORs larvaires répondent à des composés aromatiques et aliphatiques présents dans la nourriture (**Kreher et al., 2005**). Chaque ORN co-exprime à la fois un OR récepteur du ligand, et un récepteur OR83b qui vont former un hétérodimère fonctionnel (**Larsson et al., 2004a, Benton et al., 2006**). L'expression du gène Or83b semblait restreinte au 2/3 des ORNs (**Larsson et al., 2004**) mais une étude récente a montré qu'Or83b était requis pour le trafic et le bon fonctionnement des ORs des cellules basiconiques et trichoïdes chez les adultes et pour tous les ORs larvaires (**Benton et al., 2006**). Il existe cependant une exception, une classe d'ORN qui ne requière pas Or83b 22 pour un fonctionnement correct : l'ORN exprimant Gr21a et Gr63a, qui répond au CO<sub>2</sub> (**Suh et al., 2004, Benton et al., 2006, Faucher et al., 2006**).

Une odeur est détectée par de multiples ORNs et un ORN peut répondre à plusieurs odeurs (**Kreher et al., 2005**) Il a été démontré qu'il existe chez les larves de drosophiles un code combinatoire. En effet, **Fishilevich et al (2005)** ont montré que les larves ne possédant qu'une paire d'ORNs fonctionnels étaient capables de répondre à un stimulus chimio sensoriel. Si les larves ne possèdent qu'un seul de ces ORNs, alors elles ne répondent plus à ce stimulus (**Fishilevich et al., 2005**). Les corps des neurones olfactifs du dôme sont regroupés dans un ganglion appelé DOG (Dorsal Organ Ganglion). Ils projettent leurs axones dans une structure appelée lobe antennaire larvaire (LAL). Ils projettent leurs neurones dans des glomérules individuels de ce LAL et sont interconnectés entre eux par des inter neurones locaux. Enfin les neurones de projection (PNs) relaient l'information provenant du LAL aux calyces des corps pédonculés (ou mushroom bodies (MB) calyx), et aux cornes latérales (ou lateralhorn (LH)), 2 centres olfactifs plus profonds situés dans le système nerveux central de la larve (**Marin et al., 2005, Python et Stocker 2002**). Le LAL possède 21 glomérules (**Fishilevich et al., 2005, Kreher et al., 2005, Ramaekers et al., 2005**). Chaque ORN exprime son propre OR et va se projeter dans un seul glomérule. Il a été montré que chaque glomérule était ensuite innervé par un ou plusieurs PNs (**Ramaekers et al., 2005**).

Ces PNs vont relayer l'information à un ou deux glomérules du MB. En comparant les sites d'entrées et de sorties de plusieurs types de PNs, Masuda-Nakagawa et al ont montré que chaque glomérule du LAL était relié spécifiquement à un glomérule du MB (**Nakagawa, Tanaka et O'Kane 2005**). Python et Stocker (2002) ont démontré que les ORNs et les neurones de projection sont cholinergiques alors que les interneurons locaux sont GABA ergiques (**Python et Stocker 2002**). On peut donc décrire une carte précise du chemin neuronal qui va être stimulé lorsqu'une molécule odorante va activer un OR (**Nakagawa et al., 2009**).

Le système olfactif des adultes est relativement similaire à celui des larves et implique un plus grand nombre de cellules. 23 Les adultes possèdent des organes olfactifs localisés sur la tête, comme les vertébrés, représentés par les palpes maxillaires et le troisième segment antennaire. Ils abritent les ORNs qui sont contenus dans des sensilles olfactives dont le rôle est de les protéger. Chaque sensille peut abriter de 1 à 4 ORNs, supportés par des cellules spécialisées, appelés cellules de maintien. Elles vont sécréter la lymphe sensillaire et garder chaque sensille isolée de sa voisine. Il existe 3 types de sensilles olfactives classées selon leur taille, leur morphologie, et le type de molécule odorante détectée (Shanbhag, Muller and Steinbrecht 1999) : les sensilles basiconiques (grandes et petites), les sensilles coeloconiques et les sensilles trochoïdes. La communication chimique intraspécifique joue un rôle essentiel dans le comportement sexuel et la vie sociale des insectes (**Desneux et al., 2007 ; Badi, 2015**).

Un comportement est un ensemble d'actes moteurs commandés par le système nerveux en réponse à des facteurs externe (nourriture, phéromones sexuelles, phéromones d'alarme, sécrétions aphrodisiaques, phéromones grégaires...), stimuli perçus par le système sensoriel et à des facteurs internes à l'individu qui sont la motivation, l'histoire individuelle et le patrimoine génétique (**Kaiser, 1999**).

Les animaux dont les insectes utilisent de nombreuses sources d'informations, émanant de leur environnement. Ces stimuli, notamment visuels et olfactifs, servent, entre autres, à localiser des sources de nourriture, des partenaires sexuels, ou à toute autre activité nécessitant de se déplacer dans l'environnement. L'utilisation de telles informations implique la mise en place de processus de discrimination et éventuellement de mémorisation des stimuli les plus pertinents (**Pacaud, 2008 ; Louat, 2013**). Basés sur l'origine de l'émission et sur le receveur, les signaux chimiques peuvent être divisés en deux grands groupes ; les allélochimiques, signaux qui sont émis d'un animal d'une espèce vers un membre d'une

espèce différente (**Whittaker et Feeny, 1970**) et les phéromones, signaux chimiques qui transportent l'information d'un individu à un autre membre de la même espèce (**Karlson et Lüscher, 1959**). La communication chimique intra-spécifique joue un rôle essentiel dans le comportement sexuel et la vie sociale des insectes (**Desneux et al., 2007 ; Badi, 2015**).

La parade amoureuse chez la drosophile est un comportement riche en événements (**Clynen et al., 2011 ; Chardonnet, 2013**). Il n'est donc pas surprenant que cela soit un des comportements les plus étudiés (**Grillet, 2006, 2009**). Le comportement sexuel des mâles est défini par un rituel de cour complexe correspondant à une succession d'actions prédéterminées et invariables (**Terhzaz, 2003 ; Dickson, 2008 ; Revadi et al., 2015**) et requiert de nombreux signaux sensoriels dont les signaux chimiques tiennent une place importante (**Greenspan et Ferveur, 2000 ; Sokolowski, 2001**).

Chez les drosophiles, les phéromones connues sont des hydrocarbures cuticulaires (HCs) et le cis-vaccenyl acetate (cVA) (**Grillet, 2009**). En effet, les femelles réceptives répondent à cette parade amoureuse en permettant la copulation et ensuite l'oviposition des œufs (**Hall, 1994 ; Bussell et al., 2014**).

Après l'agrégation de mâles et des femelles sur la nourriture grâce aux phéromones, un mâle va s'orienter vers une partenaire potentielle en utilisant sa vision (**Grillet, 2009**). Après la poursuite comportement appelé "tracking" dans la littérature, le mâle approche de la femelle et tapote son abdomen avec ses pattes avant munies de leurs peignes sexuels afin de s'assurer qu'elle est bien de la même espèce et ceci grâce à ses phéromones sexuelles (hydrocarbures à chaîne lourde, perceptibles à faible portée et par contact) (**Hall, 1994 ; Chabaud, 2008 ; Clynen et al. 2011**)

Juste après de la phase de tapotement, le mâle étend l'une des deux ailes perpendiculairement à son corps et la fait vibrer. Ces vibrations produisent deux types distincts de sons ; le son "pulse" et le son "sine", qui sont répétés plusieurs fois en une seule séquence et qui forment le chant amoureux (**Von Schilcher, 1976 ; Crossley et al., 1995 ; Kowalski et al., 2004**)

En réponse à ce chant, la femelle réduit sa locomotion et s'arrête indiquant une augmentation de sa réceptivité (**Grillet, 2009**). Ensuite le mâle se positionne derrière la femelle immobilisée, fait ressortir son proboscis et lèche les parties génitales de la femelle qui

fait ressortir à son tour son ovipositeur où elle émet également d'une gouttelette. Cette étape permet des échanges de signaux tactiles et/ou chimiques entre le mâle et la femelle (Marcillac *et al.*, 2005 ; Kurtovic *et al.*, 2007 ; Benton, 2007 ; Pavlou et Goodwin, 2013 ; Lebreton *et al.*, 2014).

Immédiatement, le mâle essaye de copuler ce qui est visible par la courbure de son abdomen. Quand la femelle est réceptive, elle étend ses ailes latéralement, ouvre sa plaque vaginale et permet au mâle de se positionner sur son dos en s'accrochant à l'aide de ses peignes sexuels (Hall, 1994). Une femelle non réceptive va donner des coups de pattes au mâle, élever et descendre son abdomen, fuir ou extruder totalement son ovipositeur (Spieth, 1952 ; Lasbleiz *et al.*, 2006). Si l'accouplement échoue, le mâle peut éventuellement reprendre sa parade à une étape précédente (Grillet, 2009).

Deux partenaires normaux réussissent l'accouplement avec un taux de plus de 90%. Après une copulation qui dure environ 20 minutes chez *D. melanogaster*, le mâle se retire. La même femelle pourra éventuellement recouvrer de nouveau sa réceptivité 8 à 10 jours après la première copulation (Terhzaz, 2003).

Chez la drosophile, le regroupement des individus sur les sites de nourriture sert aussi aux rencontres avec un partenaire sexuel, et à la ponte pour le développement de la progéniture. La production d'œufs étant coûteuse et décisive pour leur valeur sélective et celle de leurs descendants, les femelles sont sélectives quant au choix du site de ponte et peuvent différer leur ponte si un site ne leur convient pas. Elles choisissent le site selon certaines caractéristiques physiques comme sa texture, sa couleur, sa composition, et sociales comme la présence de congénères à l'état adulte ou larvaire ou encore par le biais de signaux sociaux comme la présence de phéromone (cis vaccenyl acetate, CVA) ou de restes de microbiomes issus de l'appareil digestif des larves (Wertheim *et al.* 2002 ; Wertheim *et al.* 2005 ; Venu *et al.* 2014). Les femelles présentent alors un comportement d'agrégation sur le site de ponte favorisant le développement des larves.

En effet, le regroupement de ces dernières permet une meilleure exploitation du milieu et un ralentissement du développement de moisissures qui leurs sont délétères (Rohlf, 2005 ; Stamps *et al.* 2012), (Ruiz-Dubreuil et del Solar ; 1993) ont montré que ce comportement d'agrégation des œufs est sous contrôle génétique avec de fortes pressions de sélection. Cependant, le choix du site de ponte peut aussi être directement affecté par les interactions

avec d'autres individus, et ce à plus ou moins long terme (**Tinette et al. 2004 ; Sarin et Dukas, 2009**).

Dans cette étude nous avons remarquées les différentes perturbations du comportement sexuel et d'oviposition chez les adultes de *D.melanogaster* par les deux extraits éthanolique et aqueux des trois plantes (*D.maritima*, *R.farinacea*, *L.pulmonaria*). Le mâle et la femelle drosophile ne sont pas spontanément attirés l'un par l'autre. Mais à proximité l'un de l'autre (près d'une source de nourriture ou dans une chambre d'accouplement), le mâle et la femelle se sentent rapidement. Le mâle détecte la femelle en premier et commence à la courtiser. Il tapote la femelle, la suit, lui tourne autour. Contrairement à d'autres Diptères, la cour ne se passe jamais en vol. Le mâle déplie une de ses ailes qu'il fait vibrer, produisant ainsi un chant de parade caractéristique de chaque espèce (**I.N.A.P.G, 1997**).

Quelques secondes ou minutes après le début de la rencontre, le mâle étend sa trompe et lèche les génitales de la femelle. La première tentative d'accouplement suit immédiatement. Le mâle courbe son abdomen. Si la tentative d'accouplement échoue, le mâle cesse sa cour immédiatement. (**I.N.A.P.G, 1997**). Dotées de la version mâle du gène fru (fruitless) (**Dickson et Delmir ; 2005**), les femelles se transforment à leur tour en séductrices, et courtisent les autres femelles, voire les mâles amenés par génie génétique à émettre des phéromones femelles. Les mâles dotés de l'allèle femelle, eux, deviennent totalement passifs et cessent tout manège amoureux. (**Dickson et Delmir ; 2005**). Fru ne modifie pourtant pas la morphologie des drosophiles, mais paraît plutôt influencer sur le développement de leur système nerveux (**Dickson et Delmir, 2005**).

L'accouplement déclenche des changements comportementaux et physiologiques chez la femelle de *Drosophila melanogaster*, y compris une élévation de la ponte. (**Herndon et Wolfner, 1995**). D'autres chercheurs ont montré que l'accouplement réduisait la durée de vie de la femelle et rendait les spermatozoïdes présents dans la spermathèque (provenant d'accouplements antérieurs avec d'autres mâles) incapables de féconder les ovules de la femelle, assurant ainsi la paternité au mâle du dernier accouplement (**I.N.A.P.G, 1997**).

Dans cette étude, on a mis en évidence que les résultats obtenus sur le comportement sexuel des mouches traitées au trois plante (*D.maritima*, *R.farinacea*, *L.pulmonaria*) avec l'extrait éthanolique et aqueux de chaque une. Indiquent un changement du comportement ce qui influe sur l'accouplement des mouches de *D. melanogaster* ; ces dernières ne s'accouplent

pas lorsque les deux insectes sont traités ou l'un des deux partenaires est traité. Par contre quand les deux mouches sont témoins, la majorité des couples font un accouplement ce qui indique que tous les extraits perturbent complètement l'accouplement des mouches soit les mâles ou les femelles.

Le comportement d'oviposition est dans la vie des insectes, un acte extrêmement important qui leur permet d'assurer leur descendance. Il apporte à l'entomologiste de précieux éléments d'information quant aux relations existantes entre l'animal et le milieu. En outre, le choix des lieux de ponte, par les conditions de milieu qu'il offrira aux jeunes larves venant d'éclore, influera pour une bonne part sur la dynamique des populations pré imaginale et par conséquent sur celle des adultes (**Subra, 1971**). La capacité de sélectionner un endroit propice au bon développement de sa progéniture affecte le succès reproducteur d'un individu (**Bell, 1991**). Chez les insectes, le choix de cet environnement est d'autant plus important que les soins parentaux des œufs et ou des jeunes sont rares (**Price, 1997**).

Dans cette étude, on a mis en évidence que l'extrait éthanolique de *D.maritima* influe sur le choix du site de la ponte des mouches de *D.melanogaster* et ce en fonction du type de croisement effectué. Nos résultats indiquent que les couples témoins, 100% des femelles déposent leurs œufs dans les deux milieux en même temps par contre quand les couples sont traités, 90 % des femelles pondent dans le milieu traité et 85 % pondent dans le milieu témoin, cela explique que les femelles traitées peuvent identifier leur milieu traité grâce à l'efficacité de l'extrait éthanolique de *D.maritima*, tandis que les couples dont le mâle est témoin est la femelle est traitée 100 % des femelles préfèrent pondre leurs œufs dans le milieu traité mais dans le croisement dont le mâle est traité et la femelle est témoin 85 % des femelles déposent leurs œufs dans le milieu traité et 95% dans le milieu témoin.

Le choix du site de ponte des femelles peut également être influencé par la présence d'ennemis naturels (**Denno et al., 1990 ; Biere et al., 2002**). La prise en compte de ce facteur dans le comportement d'oviposition est d'autant plus important que, chez les insectes, la prédation est l'un des principaux facteurs de mortalité larvaire (**Bernays, 1997**).

Pour notre étude du comportement d'oviposition chez *D. melanogaster* on a constaté que la femelle drosophile choisit le milieu de culture témoin comme un endroit de ponte ; les femelles peuvent aussi choisir le milieu de culture traité comme un lieu de ponte et cela pour assurer le développement de leurs générations.

Dans ce même axe s'inscrivent plusieurs travaux comme celui de **(Bourfis et Salhi, 2018)** qui ont étudié l'activité biologique de l'extrait aqueux de *Ruta chalepensis* sur le comportement sexuel et d'oviposition de *D. melanogaster*. Leurs résultats qui montrent que les partenaires ne s'accouplent pas lorsque l'un des deux insectes sont traités ou en traitant l'un des deux sexes. Les résultats obtenus par **(Habbachi, 2020)** montrent aussi que les adultes de *D. melanogaster* ne s'accouplent pas lorsque les deux insectes sont traités par l'extrait éthanolique de *C. arabica* ou lorsque le mâle est traité et la femelle est témoin. Par contre quand le mâle est témoin et la femelle est traitée ou les deux mouches sont témoins, la plupart des couples font un accouplement ce qui explique que cette plante neurotoxique perturbe beaucoup plus les mâles de *D. melanogaster* que les femelles.

Après l'accouplement, la seconde phase essentielle pour la reproduction de l'insecte est l'oviposition, qui est aussi sous contrôle neuronal conduisant à une ponte sélective sur des substrats appropriés **(Becher, 2012)**. Le choix du substrat est le résultat d'une évaluation sensorielle exprimé dans le comportement de "search-like", précédant le programme d'oviposition stéréotypée **(Yang et al., 2008)**. L'effet répulsif des insecticides peut également induire une diète ou une baisse de l'alimentation chez l'insecte pouvant conduire à une réduction de la fécondité **(Li et al., 2007 ; Louat, 2013)**.

Différentes études récentes appuient nos résultats et rapportent l'impact de l'expérience pré-imaginale sur le comportement et la prise de décision chez les adultes traduisent cette capacité de conversation de la mémoire de l'apprentissage à travers les stades de développement **(Duckas, 2008 ; Flaven-Pouchon et al., 2014 ; Abed-Vieillard et Cortot, 2016)**. De plus, selon **Krause Pharm et Ray (2015)** l'aversion olfactive semble être conservée chez les différentes espèces de drosophile, ce qui permettra de généraliser l'action des extraits végétaux utilisés à d'autres espèces nuisibles de drosophiles telles que *Drosophila suzukii*.

Pour notre étude du comportement d'oviposition chez *D. melanogaster* on a constaté que la femelle drosophile choisit le milieu de culture témoin comme un endroit de ponte ; les femelles peuvent aussi choisir le milieu de culture traité comme un lieu de ponte et cela pour assurer le développement de leurs générations.

Les résultats montrent que ses extraits (éthanolique, aqueux) des trois plantes influent, à fortes concentrations, sur la durée de pupation et le nombre d'adultes émergés occasionnant

un retard de croissance et de la mue chez les larves traitées. La mue étant perturbée de différentes manières : soit la mue est empêchée et l'insecte meurt à l'intérieur de son ancienne cuticule, soit elle est initiée mais n'est pas achevée et l'ancienne capsule céphalique, empêchant ainsi les larves de se nourrir (**Berry et al., 1993**) où engendrent des lésions cuticulaires et des mues anormales. Ce sont des composés connus comme phagorépresseurs qui peuvent donc retarder le développement larvaire (**Kemassi, 2008**).

Bien qu'il n'existe pas beaucoup des travaux qui traitent l'effet des deux lichens *R. farinacea* et *L. pulmonaria* comme un bio insecticides contre la mouche de vinaigre ou bien les diptères, mais plusieurs études confirment les effets insecticides des plantes spontanées Maghrébines contre les insectes en générale, et les Diptères, en particulier. Depuis des décennies, l'utilisation des produits naturels, spécifiquement les extraits des plantes, comme type de lutte contre les insectes en Algérie a commencé de se développer, à travers une multitude de travaux récents (**Aouinty et al. 2006 ; Lebouz et OuedEl-Hadj., 2010 ; Habbachi et al., 2013 ; Kemassi et OuedEl-Hadj, 2014 ; Habbachi et al., 2014**).

Plusieurs extraits de plantes ont des propriétés insecticides et peuvent contrôler les ravageurs, en affectant nombreuses activités biologiques (**Mostafa et al., 1996 ; Schmutterer, 1997**). Par exemple, **Sadek (2003)**, a observé que la durée de pupation chez les larves de *Spodoptera littoralis* augmente après un traitement avec l'extrait de *Adhato davisica*. **Jeyabalan et al., (2003)** ont rapporté que l'extrait de *Plargonium citrosa* (Vanleenii) prolonge la durée de stades larvaires et la durée totale de développement de *Anophelesstephensi*. Selon **Zhong et al., (2001)**, l'extrait de fleurs de *Rhododendron molle* prolonge la durée de développement de *Pieris rapae*. Des effets toxiques larvaires et pupales causés par *Euphorbia canariensis* ont également ont été mis en évidence par divers auteurs dans *Muscadomestica* (**Beard et Walton, 1971**) et *D. melanogaster* (**Uysal et Kaya, 2004**). **Khosravi et Sendi (2013)** ont confirmé les effets négatifs des huiles essentiels de *Thymus vulgaris* et *Lavandula angustifolia* sur le développement larvaire et l'émergence d'adultes chez *X.luteola*.

Au cours de leurs processus évolutifs, les plantes, pour pallier aux bioagressions, se sont spécialisées dans la synthèse des métabolites secondaires à effets insecticides ou insectifuges. Certaines familles de végétaux métabolisent des alcaloïdes, souvent violemment toxiques, des acides ou des hétérosides ou encore des molécules aromatiques comme certains alcools : phénols, cétones, aldéhydes, et terpènes produits en permanence par des plantes

aromatiques. Plusieurs de ces classes de molécules peuvent être présentes dans une même plante, et vont agir sur le comportement d'un grand nombre d'insectes phytophages par des processus de répulsion ou d'anti-appétence (**Bernays et Chapman, 1994**). Leur toxicité s'exerce de façon sélective sur le système nerveux (neurotoxique), le système reproducteur (reprotoxique) ou le système digestif des bioagresseurs (**Lauwerys, 1990, in Regnault-Roger et Philogene, 2008 ; Weinzerl, 1998**).

Le comportement d'insectes et tous les animaux, est dirigé par des interactions entre les neurones au sein de leur système nerveux. Les insecticides ont été choisis et parfois conçus pour leur capacité remarquable à tuer les insectes. La plupart attaquent des sites spécifiques dans le système nerveux de l'insecte. Donc il n'est pas surprenant que les insecticides à des niveaux qui ne mènent pas à la mortalité peuvent influencer le comportement (**Haynes, 1988 ; Rafalimanana, 2004**).

Les études sur les effets comportementaux des neurotoxiques sont importantes pour plusieurs raisons. D'abord, les observations détaillées des symptômes comportementaux aux d'insectes empoisonnés aideront à élucider les modes d'action des insecticides nouveaux et conventionnels. Deuxièmement, il est clair que presque tous les insecticides interfèrent avec les comportements normalement bien orchestrés des insectes ravageurs et peuvent donc contribuer à la gestion de leurs populations (**Haynes, 1988 ; Desneux *et al.*, 2007 ; Lürning et Scheffer, 2007**).

# Conclusion

## 5. Conclusion :

En quête des nouvelles techniques de lutte contre les insectes nuisible à base de l'utilisation des métabolites secondaires des végétaux médicinaux.

Dans notre étude nous avons étudié l'effet direct et diffère des extraits éthanoliques aqueux et de *Drimia maritima*, *Ramalina farinacea* et *Lobaria pulmonaria* sur la mouche vinaigre *Drosophila melanogaster*. La drosophile est un modèle idéal pour étudier les relations entre sexes et comprendre la mise en place des stratégies de reproduction, c'est l'organisme le plus étudié au laboratoire, possédant de multiples atouts qui ont contribué à son immense succès. En effet, la mouche du vinaigre a permis une grande et rapide acquisition de connaissances dans tous les domaines de la recherche.

Nous avons montré l'effet toxique des extraits (éthanolique et aqueux) contre les mouches de *D. melanogaster*, et une bonne activité insecticide de l'extrait éthanolique comparativement avec l'extrait aqueux. Les calculs des paramètres toxicologiques (concentrations létales et des temps létaux) indiquent les différences, La mortalité observée est corrélée positivement avec les concentrations utilisées et la durée d'exposition. les essais toxicologiques ont montré l'existence d'une toxicité envers les animaux traités ; ces essais ont permis aussi de déterminer la CL50%, CL90 %, et aussi et TL50%, TL90% pour ce produit.

L'olfaction est très développée chez *D. melanogaster*, on a évalué l'effet indirect des extraits sur attractivité et l'activité des larves. Le traitement des larves et des milieux de cultures par les extraits perturbe le comportement alimentaire et l'attraction des larves. On a noté l'effet attractif de l'extrait éthanolique de *D.maritima* avec la concentration sub-létale (0.12µg/ml) contrairement à l'extrait aqueux de *D.maritima* qui a provoqué des perturbations de détection du milieu nutritif et présente un effet répulsif. Un effet attractif de l'extrait éthanolique de *R.farinacea* avec la concentration sub-létale (0.12µg/ml) contrairement à l'extrait aqueux de *R.farinacea* qui a provoqué des perturbations de détection du milieu nutritif et présente un effet répulsif. Pour la plante *L.pulmonaria* les résultats montre un effet attractif de l'extrait éthanolique de *L.pulmonaria* avec la concentration sub-létale (0.12µg/ml) contrairement à l'extrait aqueux de *L.pulmonaria* qui a provoqué des perturbations de détection du milieu nutritif et présente un effet répulsif. Les extraits des trois plantes s'agissent sur l'olfaction des larves et le signal chimique (milieux nutritifs testés) ; la plante perturbe la faculté de détection des odeurs, leurs choix est aléatoire.

Les effets sublétaux les plus importants d'un insecticide sont ceux qui perturbent la reproduction des insectes. Dans notre recherche, nous avons montré que les deux extraits de *D.maritima* perturbent les séquences de comportement sexuel de l'insecte. L'étude de la fécondité et la fertilité de notre modèle biologique indique que l'extrait aqueux est un milieu répulsif pour les femelles de *D. melanogaster* alors que l'extrait éthanolique c'est un milieu attractif pour la ponte des femelles.

Sur le plan de lutte, il serait intéressant d'identifier les molécules insecticides que contient les deux extraits de plante et de déterminer l'effet de ces derniers sur le profil cuticulaire de la mouche de vinaigre à travers une analyse chimique (CPG). Il est souhaitable aussi d'essayer d'autres plantes et d'autres extraits végétaux et d'évaluer leurs effets bio-insecticides sur la durée de développement, l'aspect morphologique et biochimique ainsi qu'une estimation du potentiel reproducteur chez la drosophile traitée.

# Bibliographie

## 6. Références bibliographiques :

- Abbasipour H., Mahmoudvand M., Rastegar F., Basij M., 2010.** Insecticidal activity of *Peganum harmala* seed extract against the diamondback moth, *Plutella xylostella*. *Bulletin of Insectology*. 63 (2): 259-263.
- Abdel-Rahman HR., Al-Mozini RN, 2008.** Antifeedant and toxic activity of some plant extracts against larvae of cotton leafworm *Spodoptera littoralis* (Lepidoptera: Noctuidae). *Pakistan Journal of Biological Sciences*. 10(24):4467-72. 10.3923/pjbs.2007.4467.4472
- Abed-Vieillard D. & Cortot J., 2016.** When Choice Makes Sense: Methol Influence on Mating, Ovipostion and Fecundity in *Drosophila melanogaster*. *Front. Inter. Neurosci*, 10: 5.
- Ali ahmed Sadoudi D, Rezoug N, Saiki F, Soltani N, 2012.**Effect of the Variety of Fig Tree on some Biological Parameters of *Ceratitis capitata* Wied. 1824 (Diptera: Trypetidae) in Some Orchards in the Kabylie. *Journal of Life Sciences* 6: 312-319.
- Ali Ahmed-Sadoudi D, 2007.** Bioécologie de la mouche méditerranéenne des fruits *Ceratitis capitata* Wiedemann, 1824 (Diptera : Trypetidae) dans quelques vergers de la Kabylie. Thèse de Doctorat Univ. Mouloud Mammeri, Tizi-Ouzou, Algeria. 179 p.
- Aliotta G, De Santo NG, Pollio A, Sepe J, Touwaide A., 2004.** The diuretic use of Scilla from Dioscorides to the end of the 18th century. *J Nephrol*; 17(2): 342-347.
- Alioua, A., 2001.***Détection de la pollution plombique d'origine automobile à l'aide de bio-accumulateurs végétaux dans l'agglomération de Skikda (N. E. Algérie)*. Thèse de Doctorat de l'Université Joseph Fourier, Grenoble, 136 p.
- Alonso, F. L. & Egea, J. M., 2003.** Hongos liquenizados y liquenícolas epifitos de algunas localidades costeras de Argelia y Túnez. *Anales de biología*, 25: 73-79.
- Álvarez Arias BT, 2000.** Ichthyotoxic plants used in Spain. *JEthnopharmacol*; 73(3): 505-512.

- Amandeep K., Meera S., 2014.** Pesticidal Effect of Plant Peganum Harmala Against Stored Grain Pest Tribolium Castaneum (Coleoptera: Tenebrionidae). Indian journal of applied research. 4 (7): 544-545.
- Amasta S.P, et al., 1986.** The Useful Plants of India, 1st ed.; CSIR: New Delhi, India, 1986.
- Amrein, H., Thorne, N. 2005.** -Gustatory perception and behavior in *Drosophila melanogaster*. *Current Biology* 15, p 673-684.
- Aouati A., 2016.** Etude de la toxicité de certaines plantes sur les larves de *Culex pipiens* (Diptera, Culicidae). Thèse de doctorat de biologie animale. Spécialité entomologie. Des frères Mentouri. Faculté des sciences de la nature et de la vie. Département de Biologie Animale.
- Aouinty B, Oufara S, Mellouki F et MahariS., 2006.** Évaluation 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 quatre moustiques culicidés : *Culex pipiens*(Linné), *Aedes caspius* (Pallas), *Culiseta longiareolata* (Aitken) et *Anopheles maculipennis* (Meigen), *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 10 (2), 67 - 71.
- Arvidsson, L., 1984.** Two new records of *Leptogium ferax*. *Lichenologist*, 16: 91-92.
- Aswal S, Kumar A, Semwal RB, Chauhan A, Kumar A, Lehmann J, Semwal DK (2019).** *Drimia indica*: A Plant Used in Traditional Medicine and Its Potential for Clinical Uses. *Medicina* 55(6): 255. Doi: 10.3390/medicina55060255.
- Avicenna., 2008.** The canon. Translated by Sharafkandi A. Tehran: Soroush Press: 62.
- Ayad R., 2008.** Recherche et Détermination structurale des métabolites secondaires de l'espèce : *Zygophyllum cornutum* (Zygophyllaceae). Mémoire de Magister. Université Mentouri de Constantine, Algérie. 124 pp.
- Baba Aissa, F. (1999)** -Encyclopedie des plantes utiles. Flore d'Algérie et du Maghreb. Substances végétales d'Afrique d'orient et d'occident, p 181.
- Bachereau, F, Asta, J., 1997.** Effects of solar ultraviolet radiation at high altitude on the physiology and the biochemistry of a terricolous lichen *Cetraria islandica* (L.) Ach. *Symbiosis*, 197-217; Bachereau, F. & Asta, J., 1998. Effects of solar ultraviolet

radiation at high altitude on the phenolic compound's contents of *Cetraria islandica* (L.) Arch. Ecol., 29(1-2), 267-270.

**BACHI K., 2018.** Bioécologie de la mouche méditerranéenne des fruits, *Ceratitis capitata* Wied. 1824 (Diptera;Tephritidae) sur quelques variétés fruitières en Kabylie. Essai de lutte biologique au laboratoire. Thèse de Doctorat en Ecologie et Biodiversité Animale des Ecosystèmes continentaux. Université Mouloud Mammeri de TIZI-OUZOU(Algérie).

**Bachiri L., Echchegadda G., Ibjibjen J., Nassiri L., 2016.** Etude phytochimique et activité antibactérienne de deux espèces de lavandes autochtones au Maroc : *Lavandula stoechas* L. et *Lavandula dentata* L. European Scientific Journal 12 (30) : 1857- 7881.

**Badalamenti N, Rosselli S, Zito P, Bruno M (2020).** Phytochemical profile and insecticidal activity of *Drimia pancracion* (*Asparagaceae*) against adults of *Stegobium paniceum* (Anobiidae). Natural Product Research, 1–11. Doi :10.1080/14786419.2020.1729154.

**Badi A., 2015.** Effets sublétaux d'un régulateur de croissance des insectes, le tébufénozide, sur la communication chimique et la reproduction de *Blattella germanica* (Dictyoptera : Blattellidae). Thèse de Doctorat en Biologie Animale. Université Badji Mokhtar de Annaba, Algérie. 107 pp.

**Badiaga M. (2011).** Étude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de *Nauclea latifolia*(smith). Une plante médicinale africaine récoltée au Mali, Thèse de Doctorat, Université de Bamako, 137 p.

**Balachowsky A.S. & Mesnil L., 1935 :** Les insectes nuisibles aux plantes cultivées. Ed.Busson, tome 1, Paris : 242-253.

**Balandrin, MF., Klocke, JA, Wurtele, ES, Bollinger, WH. 1985.** Natural plant chemicals: Sources of industrial and medicinal materials. Science,228, 1154-60,1985.

**Baldwin, I. T. 2001.** An Ecologically Motivated Analysis of Plant-Herbivore Interactions in Native Tobacco. *PLANT PHYSIOLOGY*, 127(4), 1449–1458. doi :10.1104/pp.010762.

**Bardeau F. 1978.** La Médecine par les fleurs, éd. Robert Laffont, S.A. Paris 75006 440 p

- Battandier, J. A., Maire, R., Trabut, L., 1914.** Compte-rendu de la session extraordinaire de la société botanique de France à Alger. *Bull. Soc. Bot. France*, 71 : XXXVII, CVI (Paru en 1921).
- Beard R.L. & Walton G.S., 1971.** Insecticidal mycotoxins produced by *Aspergillus flavus* var. *colunaris*. *Bull. Conn. Agr. Exp. Sta*, 725: 1-26.
- Becher P.G., Flick G., Rozpędowska E., Schmidt A., Hagman A., Lebreton S., Larsson M.C., Hansson B.S., Piškur J., Witzgal P. & Bengtsson M., 2012.** Yeast, not fruit volatiles mediate *Drosophila melanogaster* attraction, oviposition and development. *Functional Ecology*, 26: 822-828.
- Bell W.J., 1991.** Searching behaviour: the behavioural ecology of finding resources. Chapman and Hall, London.
- Beltrami M., Medina-Munoz M.C., Del Pino F., Faveur J.F. & Godoy-Herrera R., 2012.** Chemical cues influence pupation behavior of *Drosophila simulans* and *Drosophila buzzatii* in nature and in laboratory. *PLoS One*, 7 : e39393.
- Benayad N., 2008.** Les huiles essentielles extraites des plantes médicinales marocaines, moyen efficace de lutte contre les ravageurs des denrées alimentaires stockées. Thèse de Doctorat. Université Mohammed V-Agdal de Rabat, Maroc. 200 pp.
- Benayad N., 2008.** Les huiles essentielles extraites des plantes médicinales marocaines, moyen efficace de lutte contre les ravageurs des denrées alimentaires stockées. Thèse de Doctorat. Université Mohammed V-Agdal de Rabat, Maroc. 200 pp.
- Benhissen S., 2016.** Identification, composition et structure des populations Culicidiennes de la région d'Ouled-Djellal (Biskra). Effet des facteurs écologiques sur l'abondance saisonnière. Essais de lutte. Doctoral These. University of Annaba (Algeria). 126 Pp.
- Benton R., Vannice K.S. Voss hall L.B., 2007.** An essential role for a CD36-related receptor in pheromone detection in *Drosophila*. *Nature*, 450: 289-293.
- Benton, R., S. Sachse, S. W. Michnick & L. B. Voss hall (2006).** A typical membrane topology and heteromeric function of *Drosophila* odorant receptors in vivo. *PlosBiology*, 4, 240-257.

- Bergman M. Wiklund C., 2009.** Visual mate detection and mate flight pursuit in relation to sunspot size in a woodland territorial butterfly. *Anim Behav*, 78: 17-23.
- Bernays EA., 1997.** Feeding by lepidopteran larvae is dangerous. *Ecological entomology*. 22:121-123.
- Bernays, E.A., Chapman, R.F. (1994)** -Host-Plant Selection by Phytophagous Insects. London: Chapman and Hall. p312.
- Berry R.E., Moldenke A.F., Miller J.C. & Wernz J.C., 1993.** Toxicity of diflubenzuron in larvae of gypsy moth (Lepidoptera: Lymantridae): Effets of host plant. *Journal of Economic Entomology*, 86(3): 809-814.
- Bevara GB, Kumar, Koteswramma KL, Badana AK, Kumari S, Yarla NS, Malla RR (2017).** C-glycosyl flavone from *Urginea indica* inhibits growth and dissemination of ehrlich ascites carcinoma cells in mice. *Anti-Cancer Agents in Medicinal Chemistry* 17: 1256–1266.
- Biere., 2002.** *Biologie Animale*. Centre de documentation universitaire. Vol 2.
- Birkett, M. A., Chamberlain, K., Guerrieri, E., Pickett, J. A., Wadhams, L. J., Yasuda, T. 2003.** Volatiles from Whitefly-Infested Plants Elicit a Host-Locating Response in the Parasitoid, *Encarsia Formosa*. *Journal of Chemical Ecology*, 29(7), 1589–1600. Doi :10.1023/a:1024218729423
- Bouayad N., Rharrabe K., Lamhamdi M., Ghailani Nourouti N., Sayah F., 2012.** Dietary effects of harmine, a b-carboline alkaloid, on development, energy reserves and a-amylase activity of *Plodia interpunctella* Hübner (Lepidoptera: Pyralidae). *Saudi Journal of Biological Sciences*. 19: 73-80.
- Boudjelida, H., and N. Soltani.2011:** Pathogenicity of *Metarhizium anisopliae* (Metsch) on *Ceratitis capitata* L. (Diptera: Tephritidae). *Annals of Biological Research*. Depart. Ento. Univ. Badji Mokhtar, Annaba, Algeria, 2(2): 104- 110.
- Bouharb H., El Badaoui K., Zair T., El Amri J., Chakir S. et Alaoui T., 2014.** Sélection de quelques plantes médicinales du Zerhoun pour l'activité antibactérienne contre *Pseudomonas aeruginosa*. *Journal of Applied Biosciences*, 78 : 6685- 669.

- Bouly de Lesdain, M., 1907.** Notes lichénologiques : VII. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 54: 442-446.
- Bouly de Lesdain, M., 1911.** Lichen du Sud algérien recueillis par M. Seurat. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 3 : 95-98.
- Bouly de Lesdain, M., 1939.** Notes lichénologiques : XXXI. *Bull. Soc. Bot. France*, 86 : 81-84.
- Bounechada M., et Arab R., 2011.** Effet insecticide des plantes *Melia azedarach L.* Et *Prganum harmala L.* sur *Tribolium castaneum* Herbst(Coleoptera: Tenebrionidae). Université, Ferhat Abbas, Faculté SNV, Laboratoire Amélioration et Développement de la production Végétale et Animale, Sétif. 6p
- Bourefis I A., Salhi B., 2018.** Effet de l'extrait aqueux de *Rutachalepensis (Rutaceae)* sur le comportement sexuel de la mouche de Vinaigre *Drosophila melanogaster* (Diptera; Drosophilidae). Mémoire de master 2 : Eco-éthologie. Université Badji Mokhtar. Annaba
- Bourmita Y., Belboukhari N., Cheriti A et Ould El Hadj M.D., 2013.** Recherche préliminaire des sources végétales sahariennes à alcaloïdes pour usage bioinsecticides. *Algerian journal of arid environment*, 3 (1) : 98-102.
- Boutabia, L., 2000.** *Dynamique de la flore lichénique corticole sur Quercus suber L. au niveau du parc national d'El Kala.* Mémoire de Magister, I.S.N., Univ. Badji Mokhtar Annaba, 150 p.
- Boutabia, L., Telailia, S., de Bélair, G., 2015.** Corticolous lichen flora on *Quercus suber L.* in the wetlands of El Kala national park (North-Eastern Algeria). *Advances in Environmental Biology*, 9 (4): 360-372.
- Boutaleb A.J, Bassy F, 2010.** Essais de lutte chimique et biologique contre les acariens (*Tetranychus urticae* Koch) et les pucerons (*Myzus persicae* Sulzer) sur cultures maraîchères dans la région du Saïs. Integrated Pest Management.
- Bozcuk H, Ozdogan M, Aykurt O., 2011.** *Urgineamaritima (L.) Baker (Liliaceae)* extract induces more cytotoxicity than standard chemotherapeutics in the A549 non-small cell lung cancer (NSCLC) cell line. *Turk J Med Sci*; 41(1): 101-108

- Bretschneider T., Benet-Buchholz J., Fischer R., Nauen R., 2003**, Spirodiclofen and Spiromesifen - Novel Acaricidal and Insecticidal Tetrionic Acid Derivatives with a New Mode of Action. *CHIMIA International Journal for Chemistry*. 57(11):697-701
- Breuß, O., 1996**. Revision der Flechtengattung *Placidiopsis* (Verrucariaceae). *Österr. Z. Pilzk.* 5: 65-94.
- Buckingham SD, Ihara M, Sattelle DB, Matsuda K, 2017**. Mechanisms of Action, Resistance and Toxicity of Insecticides Targeting GABA Receptors. *Curr Med Chem* 24: 2935–2945.
- Bussell JJ, Yapici N, Zhang Stephen X, Dickson Barry J, Vosshall Leslie B., 2014**. Abdominal-B neurons control *Drosophila* virgin female receptivity. *Current Biology*. 24 (14): 1584–1595..
- Byers, E. S. 1996**. How Well Does the Traditional Sexual Script Explain Sexual Coercion? *Journal of Psychology & Human Sexuality*, 8(1-2), 7–25. doi :10.1300/j056v08n01\_02.
- Cetin H, Tufan-Cetin O, Ozdemir Turk A, Tay T, Candan M, Yanikoglu A, Sumbul A, 2008**. Insecticidal activity of major lichen compounds, (-) and (+) usnic acid, against the larvae of house mosquito, *Culex pipiens* L. *Parasitol Res* (2008) 102: 1277-1279.
- Chabaud, M.A. (2008)** - Développement de conditionnements associatifs et expression individuelle et collective de mémoires appétitives et aversives chez la drosophile. these de doctorat en Biologie Du Comportement, 249p.
- Chamberlain FL, Levy RL, 1937**. Clinical study of a preparation of squill (urginin) in the treatment of myocardial insufficiency. *Am Heart J* ; 14(3): 268-283.
- Chardonnet F., 2013**. Rôle du gène *foraging* dans l'évolution du comportement alimentaire de noctuelles foreuses de céréales. Thèse de Doctorat. Université Pierre et Marie Curie, Gif-sur-Yvette. France. 2013, 245.
- Clynen E., Ciudad L., Bellés X., Piulachs MD., 2011**. Conservation of fruitless' role as master regulator of male courtship behaviour from cockroaches to flies. *Dev. Genes. Evol.* 221:43-48.

- Colombani J., Bianchini L., Layalle S., Léopold P., 2006.** Stéroïdes, insuline et croissance : les mouches dopent la recherche / Steroids, insulin and growth : *The flies dope the research*. Revue : M/S : médecine sciences, Volume 22, numéro 3, mars 2006.
- Cooper D.M., 1960.** Food preference of larval and adult *Drosophila*. *Evolution*, 14: 41-45.
- Corby-Harris V., Pontaroli A.C., Shimkets L.J., Bennetzen J.L., Habel K.E. & Promislow D.E.L., 2007.** Geographical Distribution and Diversity of Bacteria Associated with Natural Populations of *Drosophila melanogaster*. *Applied And Environmental Microbiology*, 73(11): 3470-3479.
- Cosson, E., 1857.** Liste des plantes observées par le Dr Reboud dans le Sahara algérien pendant l'expédition de 1857 de Laghouat à Ouargla. *Bull. Soc. Bot. France*, 4: 469-473.
- Cosson, E., Durieu de Maisonneuve, M. C., 1854-1867.** Exploration scientifique de l'Algérie. Sciences Naturelles, Botanique. Flore d'Algérie. Phanérogamie. Groupe des Glumacées. (Seu descriptio glumacearum in Algeria nascentium). Paris, pp: 601-631.
- Cowen DL, 1974.** Squill in the 17th and 18th centuries. *J Ur-ban Health*; 50(6): 714-722.
- Cox P.D., 2004.** Potential for using semiochemicals to protect stored products from insect infestation. *Journal of Stored Products Research*, 40: 1-25.
- Crosby DG., Rucker RK., 1966.** Toxicity of aquatic herbicides to *Daphnia magna*. *Science*. 154:289-291.
- Crossley S.A., Bennet-Clark H.C. & Evert H.T., 1995.** Courtship song components affect male and female *Drosophila* differently. *Anim. Behav*, 50: 827-839.
- Dahchar Z., Bendali-Saoudi F. & Soltani N., 2016.** Larvicidal activity of some plant extracts against two mosquito species *Culex pipiens* and *Culiseta longiareolata*. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 4(4): 346-350.
- Deepak, A.V, Thippeswamy, G, Shivakameshwari, M.N, Salimath, B.P., 2003.** Isolation and characterization of a 29-kDa glycoprotein with antifungal activity from bulbs of *Urginea indica*. *Biochem. Biophys. Res. Commun.*, 311, 735–742. [CrossRef] [PubMed]

- Delbac L., Cusch A., Rouzes R, Ravidat M.L. & Launes S., 2014.** *Drosophila suzukii* est-elle une menace pour la vigne *Phytoma*, 679 : 16-21.
- Denecke S, Nowell CJ, Fournier-Level A, Perry T, Batterham P, 2015.** The Wiggle Index: An Open Source Bioassay to Assess Sub-Lethal Insecticide Response in *Drosophila melanogaster*. Plos One 10 : e0145051.
- Denno, R. F., & Roderick, G. K. 1990.** *Population Biology of Planthoppers. Annual Review of Entomology*, 35(1), 489–520. Doi :10.1146/annurev.en.35.010190.
- Des Abbayes, H., 1951.** *Traité de lichénologie*. Ed. Lechevalier, Paris, pp : 553-559
- Des Abbayes, H., Buloup, A. 1978.** Double carbonylation of substituted benzyl chlorides with cobalt carbonyl anion by phase transfer catalysis to give arylpyruvic acids. *Journal of the Chemical Society, Chemical Communications*, (24), 1090. doi :10.1039/c39780001090.
- Desfontaines, R., 1799.** *Flora atlantica, sive historia plantarum, quae in atlante, agro tunetano et algeriensi crescunt*. Tome II. Ed. Parisiis : L.G. Desgranges, pp : 417-420.
- Desneux N., Decourtye A., & Delpuech J.M., 2007.** The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. *Annu. Rev. Entomol*, 52 : 81-106.
- Després, L., David, J.-P., Gallet, C. 2007.** The evolutionary ecology of insect resistance to plant chemicals. *Trends in Ecology & Evolution*, 22(6), 298–307. doi: 10.1016/j.tree.2007.02.010.
- Dhumad Kadhim A., Salim H., Sahib Abed M., 2015.** Efficacy of Harmal Pegnum harmala on Rice weevil *Sitophilus oryzae* L in the stored Rice grains. *European Academic Research*. 3 (7): 7506-7514
- Dickson B. J., et Delmir E., 2005.** Fruitless Splicing Specifies Male Courtship Behavior in *Drosophila*, *Cell*, vol. 121, pp. 785-794.
- Dickson B.J., 2008.** Wired for sex: the neurobiology of *Drosophila* mating decisions. *Science*, 322(5903) : 904-9.

- Djellil, S., 1989.** Etude de la flore lichénique du massif forestier d'Akfadou et Béni Ghobri. Thèse de Magister, I.N.E.S. de Biologie, Université de Tizi-Ouzou, 108 p.
- Dobignard, A., Chatelain, C., 2010-2013.** *Index synonymique de la Flore d'Afrique du Nord.* Vol. 1 à 5. Ed. Conservatoire et Jardin Botaniques, Genève. 2236 p.
- Dridi B., 1990 :** Etude de quelques aspects de la biologie de la mouche méditerranéenne des fruits *Ceratitis capitata* Wiedemann (Diptera: Trypetidae). Différenciation entre souche d'élevage et population provenant d'Algérie, Thèse 3<sup>ème</sup> cycle. Univ. Aix. Marseille II. Fac. Sci.Tec.St Jerome.113p.
- Dua VK, Pandey AC, Dash AP, 2010.** Adulticidal activity of essential oil of *Lantana camara* leaves against mosquitoes. *Indian Journal of Medical Research* 131 : 434-439.
- Dubuis, A., Faurel, L., 1945.** Notes sur quelques espèces nouvelles ou intéressantes pour la flore du Djurdjura. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord.* 36 (2): 12-22.
- Duckas R., 2008.** Evolutionary biology of insect learning. *Annu. Rev. Entomol*, 53: 145-160.
- Durieu de Maisonneuve, M.C., 1868.** Exploration scientifique de l'Algérie. Sciences Naturelles, Botanique. Atlas de la Flore d'Algérie ou illustrations d'un grand nombre de plantes nouvelles ou rares de ce pays choisies surtout parmi celles qui ont été recueillies par les soins de la commission scientifique de 1839-1844 par Durieu de Maisonneuve. Paris, pp : 1-7.
- Durieu de Maisonneuve, M.C., Montagne, J.P.F.C., 1846-1867.** Exploration scientifique de l'Algérie. Sciences Naturelles : Botanique Lichens : Vol. 1, pp : 198-295, PL. 17-19 de l'Atlas (3 vol. *in Folio* - Paris).
- Egea, J. M., Llimona, X., 1991.** Phytogeography of Silicolous lichens in mediterranean. Europe and N.W. Africa, *Botanica Chronica*, 10: 179-197.
- Egea, J. M., Torrente, P., Rowe, J. G., 1990.** Contribucion a la flora de Argelia y Tunez: Liqueues y hongos lichenícolas. *Crypto., Bryol. Lichénol.*, 11(4) : 409-417.

- Egea, J.M., 1988.** Prospecciones liquenológicas en Africa del Norte. III –Liquenes saxícolas del Cabo de trèes Forcas (Nador, Marruecos y Cabo Falcon) (Oran, Argelia). *Collect. Bot.* (Barcelona), 17 (2): 185-189.
- El-Bah D., Habbachi W., Ouakid M.L., Tahraoui A., 2016.** Sublethal effects of *Peganum harmala* (Zygophyllaceae) on sexual behavior and oviposition in fruit fly *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 4(6): 638-642
- El-Seedi HR, Burman R, Mansour A, et al., 2013.** The tradition-al medical uses and cytotoxic activities of sixty-one Egyp-tian plants: discovery of an active cardiac glycoside from *Urgineamaritima*. *J Ethnopharmacol* ; 145(3): 746-757.
- Emmerich R, Giez I, Lange OL, Proksch P, 1993.** Toxicity and Antifeedant Activity of Lichen Compounds against the Polyphagous Herbivorous Insect *Spodoptera littoralis*. *Phytochemistry* 33 : 1389–1394.
- Esnault, J., Roux, C., 1987.** *Amygdalaria tellensis* (lichens), nouvelle espèce du Tell algérien. *Anales del Jardin Botanico de Madrid*, 44 (2) : 211-225.
- Esnault, J., 1985.** Le genre *Aspicilia* Mass (Lichen) en Algérie : Etude des caractères taxonomiques et leur variabilité. Thèse de 3e Cycle, Université de Rennes, 258 p.
- Etayo, J., Mayrhofer, H., 2003.** *Thelenella melanospora* (Thelenellaceae, lichenized Ascomycetes), a new species from the Mediterranean region. *Nova Hedwigia*, 77: 109-114.
- Evans WC, 2009.** Trease and Evans Pharmacognosy. 16th ed. London: Saunders Elsevier : 330-331.
- FAO.** 2012. Food and Agriculture Organization of the United Nations. FAOSTAT; [www.faostat.fao.org].
- Faucher, C., M. Forstreuter, M. Hilker & M. de Bruyne (2006).** Behavioral responses of *Drosophila* to biogenic levels of carbon dioxide depend on life-stage, sex and olfactory context. *Journal of Experimental Biology*, 209, 2739-2748

- Faurel, L., Ozenda, P., Schotter, G., 1953a.** Notes lichénologiques Nord africaines. III – Quelques lichens d’Afrique du Nord nouveaux, rares ou peu connus. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 44 : 367-384.
- Faurel, L., Ozenda, P., Schotter, G., 1953b.** Matériaux pour la flore lichénologique d’Algérie et de la Tunisie. II – *Graphidaceae*. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 44 : 12-50.
- Faurel, L., Ozenda, P., Schotter, G., 1951b.** Notes lichénologiques Nord-Africaines. I - Trois lichens rares à aires très disjointe. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 42 : 113-118.
- Faurel, L., Ozenda, P., Schotter, G., 1951a.** Matériaux pour la flore lichénologique d’Algérie et de la Tunisie. I- *Calicaceae*, *Cypheliaceae*, *Peltigeraceae*, *Pertusariaceae*. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 42 : 62-112.
- Faurel, L., Ozenda, P., Schotter, G., 1952.** Notes lichénologiques Nord africaines. II – Quelques lichens inédits pour l’Algérie. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 43 : 137-145.
- Faurel, L., Ozenda, P., Schotter, G., 1953c.** Lichens du Sahara algérien in (*Desert Research Proceedings*). International Symposium held by Jérusalem Israel research Con cyl, Jerusalem, pp: 310-317.
- Faurel, L., Ozenda, P., Schotter, G., 1954.** Matériau pour la flore lichénologique d’Algérie et de la Tunisie III – *Arthoniaceae*, *Dirinaceae*, *Roccellaceae*. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 45 : 275-298.
- Faurel, L., Schotter, G., 1958.** Lichens. In : Mission Botanique au Tibesti (P. Quézel, éd.), Institut de Recherches Sahariennes, Université d’Alger, Mémoire N° 4. pp : 67-79.
- Feng, S., Jacobsen, S. E., Reik, W. 2010.** Epigenetic Reprogramming in Plant and Animal Development. *Science*, 330(6004), 622–627. Doi :10.1126/science.1190614.
- Fermaud M., Gravot E., Blancard D., 2002.** La pourriture acide dans le vignoble bordelais. II - Vection par les drosophiles des micro-organismes pathogènes. *Phytoma La Défense des Végétaux*. 547: 41-44.

- Finch, S. Collier, R. 2000.** Integrated pest management in field vegetable crops in northern Europe — with focus on two key pests. *Crop Protection*, 19(8-10), 817–824. Doi :10.1016/s0261-2194(00)00109-5.
- Finney D.J., 1971.** Probits analysis, 3rd ed., Cambridge University Press. London.
- Fishilevich E., Domingos A.I., Asahina K., Naef F., Vosshall L.B., Louis M., 2005.** Comportement Chemotaxis médiée par simples neurones olfactifs larvaires chez la drosophile. *Curr. Biol.* 15 (23) : 2086-2096.
- Flagey, C., 1888.** Herborisation lichénologique dans les environs de Constantine (Algérie). *Rev. Mycol.*, 10ème année, pp : 126-134.
- Flagey, C., 1891.** Lichens algériennes exsiccati : cent. I – *Rev. Mycol.*, 13ème année, pp : 107-117.
- Flagey, C., 1892.** Lichens algériennes. Cent. II – *Rev. Mycol.*, 14ème année, pp : 70-79.
- Flagey, C., 1895.** Lichens algériennes. Cent. III et rectifications aux centuries I et II – *Rev. Mycol.*, 17ème année, pp : 101-105.
- Flagey, C., 1896.** Catalogue des lichens de l'Algérie. In Battandier J. et Trabut L., *Flore de l'Algérie*. Jourdan A. Edit., Alger, 139 p.
- Flahault, Ch., 1906.** Rapport sur les herborisations de la société botanique de France (Session extraordinaire en Oranie). *Bull. Soc. Bot. France*, 53, LXXVIII-CLXXIX, 25 pl., 63 fig.
- Flaven-Pouchon J., Garcia T., Abed-Vieillard D., Farine J.P., Ferveur J.F. & Everaerts C., 2014.** Transient and Permanent Experience with Fatty Acids Changes *Drosophila Melanogaster* Preference and Fitness. *PLoS ONE*, 9(3) : e92352
- Flour A., 2004.** Observation biologique des lichens Ed : Moissac. France, 172 p.
- Fourgeron A.S., 2011.** Réponses comportementales et préférences envers les acides gras à longue chaîne chez *Drosophila melanogaster*. Thèse de Doctorat. Université de Bourgogne (Dijon). 126 pp.

- Gandoger, M., 1883-1884.** Catalogue des plantes récoltées pendant mon séjour en Algérie de 1877 à 1880. *Rev. de Bot.*, 2: 233-244.
- Gentry, H.S., A.J. Verbiscar, and T.F. Banigan. 1987.** Red squill (*Urginea maritima*, Liliaceae). *Econ. Bot.* 41(2):267–282.
- Gerber, B., Stocker, R.F. (2007)** -The *Drosophila* larva as a model for studying
- Ghahreman A., 1997.** Flora of Iran, Vol 4. Tehran: research institute of forests and rangelands: 496.
- Ghanim M., Kontsedalov S., 2009.** Susceptibility to insecticides in the Q biotype of *Bemisia tabaci* is correlated with bacterial symbiont densities. *Pest Management Science.* 65(9) : 939 -942.
- Ghorabi A, Ghouana M, 2018.** Etude de l'activité antioxydante de l'extrait aqueux de deux plantes : *Salvia officinalis* et *Drimia maritima*. Mémoire, Université des Frères Mentouri Constantine 1 Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie.
- Ghosh A, Chowdhury N, and Chandra G, 2012.** Plant extracts as potential mosquito larvicides. *Indian Journal of Medical Research* 135: 581–598.
- Giez I, Lange OL, Proksch P 1994.** Growth retarding activity of lichen substances against the polyphagous herbivorous insect *Spodoptera littoralis*. *Biochem Syst. Ecol* 22: 113-120.
- Glendinning, JI., Davis, A., Ramaswamy, S. (2002)** -Contribution of different taste
- Gorodetsky, R. 2008.** The use of fibrin-based matrices and fibrin microbeads (FMB) for cell-based tissue regeneration. *Expert Opinion on Biological Therapy*, 8(12), 1831–1846. Doi :10.1517/14712590802494576.
- Goward Trevor, 1992.** The Lichens of British Columbia Illustrated Keys Part 2: Fruticose Species. Programme de recherche du ministère des Forêts. Récupéré le 30 mai 2018.
- Greenspan RJ., Ferveur JF., 2000.** Courtship in *Drosophila*. *Ann. Rev. Genet.* 34 (1): 205-232.

- Griffiths A. J. F., Miller J. H., Suzuki D.T., Sanlaville C., Lewontin R. C., Gelbart W.M., 2002.** Introduction à l'analyse génétique. 3e édition De Boeck Université. ISBN 2744500976, 9782744500978, p38.
- Grillet M., 2009.** Implication des signaux sensoriels dans la réceptivité sexuelle de la femelle *Drosophila melanogaster* : cas d'isolement reproducteur chez des populations du Zimbabwe. Thèse de Doctorat en Biologie Animale. Université de Bourgogne, France.
- Gross GC., 1940.** A Study of Red Squill. J Am Pharm Assoc; 29: 428-432
- Guarrera P.M., 1999.** J. Ethnopharmacology, 68, 183.
- Guarrera PM, Salerno G, Caneva G., 2005.** Folk phytotherapeutical plants from Maratea area (Basilicata, Italy). J Ethno-pharmacol ; 99(3): 367-378.
- Habbachi S, Boublata NEI, Benhissen S, Habbachi W, Khellaf Rebbas R, Tahraoui A 2020.** Evaluation of *Cleome arabica L. (Capparidaceae)* toxicity: effects on mortality and sexual behaviour of *Drosophila melanogaster* (diptera: drosophilidae). Current Trends in Natural Sciences 9(18) :210-217.
- Habbachi S, Amri N, Benhissen S, Habbachi W, Rebbas K., Tahraoui A 2019.** Toxic effects of *Cleome arabica L.* aqueous extracts of (*Capparidaceae*) on mortality and sexual behavior of *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). J AnimBehavBiometeorol 7 : 137-143.
- Habbachi W., Benhissen S., Ouakid M.L. & Farine J.P., 2013 a.** Effets biologiques d'extraits aqueux de *Peganum harmala* (L.) (Zygophyllaceae) sur la mortalité et le développement larvaire de *Drosophila melanogaster* (Diptera : Drosophilidae). *Algerian journal of arid environment*, 3: 82-88.
- Habbachi W., Benhissen S., Ouakid M.L., Farine J.P., Bairi A., 2014.** Toxicity of aqueous extracts from Mediterranean plants on *Culex pipiens* (Mosquitoes). Case of *Daphnegnidium* (*Thymelaeaceae*) and *Peganum harmala* (*Zygophyllaceae*). *Wulfenia Journal*. 21: 244-252.
- Hall J.C., 1994.** The mating of a fly. *Science*, 264(5166): 1702-714.

- Hamby KA., Hernández A., Boundy-Mills K, Zaloma FG., 2012.** Associations of Yeasts with Spotted-Wing *Drosophila* (*Drosophila suzukii*; Diptera: Drosophilidae) in Cherries and Raspberries. *Appl Environ Microbiol.* 78 :4869.
- Hammiche V, Gueyouche R, 1988.** Plantes médicinales et thérapeutiques, 1ère partie Les plantes médicinales dans la vie moderne et leur situation en Algérie, Annales de l'INA El Harrach, Alger, 12 (1) : 419-433.
- Hanus L.O., M. Temina, V., 2008.** Dembitsky Biodiversity of the chemical constituents in the epiphytic lichenized ascomycete *Ramalina lacera* grown on difference substrates crataegussinaicus, pinushalepensis, and quercuscalliprinos. *Biomed Pap Med Fac Univ Palacky Olomouc Czech Repub.* 2008, 152(2):203–208
- Haruta, M., Pedersen, J. A., Constabel, C. P. 2001.** Polyphenol oxidase and herbivore defense in trembling aspen (*Populus tremuloides*): *cDNA cloning, expression, and potential substrates.* *Physiologia Plantarum*, 112(4), 552–558. Doi :10.1034/j.1399-3054.2001.1120413. x.
- Hassid E, Applebaum SW, Birk Y., 1976.** Azetidine-2-carboxylic acid: a naturally occurring inhibitor of *Spodopteralittora-lis* (Boisd) (Lepidoptera: Noctuidae). *Phytoparasitica*; 4: 173-183.
- HAWKSWORTH, D.L., 1988.** The variety of fungal-algal symbioses, their evolutionary significance, and the nature of lichens. *Bot. J. Lin. Soc.* 96, 3-20.
- Haynes K.F., 1988.** Sublethal effects of neurotoxic insecticides on insect behavior. *Ann. Rev. Entomol*, 33: 149-168.
- Hegnauer R, 1970.** Cardenolide and bufadienolide (cardadienolide) Spread and systematic importance. *Planta Med.* 19: 138-153.
- Heimbeck, G., Bugnon V., Gendre N., Haberlin C., Stocker R.F., 1999.** Smell and taste perception in *Drosophila melanogaster* larva: Toxin expression studies in chemosensory neurons. *Journal of Neuroscience*, 19 : 6599-6609.
- Hernandez Ochoa LR., 2005.** Substitution de solvants et de matières actives de synthèse par un combiné « solvant (actif) d'origine végétal ». Thèse de doctorat en sciences des agro agresseurs. Institut National Polytechnique de Toulouse. 224 p.

- Herndon L. A., Wolfner M. F., 1995.** A *Drosophila* seminal fluid protein, Acp26Aa, stimulates egg laying in females for 1 day after mating. *Proc Natl Acad Sci U S A.* 92 (22): 10114–10118.
- Hochreutiner, B. P. G., 1904.** Le Sud oranais : Études floristiques phytogéographiques faites au cours d'une exploration dans le Sud-Ouest de l'Algérie en 1901 (Lichenes Oranenses Hochreutinerani, Auctore, Dr A. Zahlebruckner). *Annuaire Conserv. et Jard Bot. Genève*, Vol. 7-8: 244-247.
- Honda T., Lee C.Y., Yoshida-Kasikawa M., Honjo K. & Furukubo-Tokunaga K., 2014.** Induction of Associative Olfactory Memory by Targeted Activation of Single Olfactory Neurons in *Drosophila* Larvae. *Scientific Reports*, 4 : 4798.
- Hue, (Abbé), 1887-1888.** Description de *Endocarpon subnitens* Nyl. *Revue de Botanique*, 6 : 103.
- Hue, (Abbé), 1901.** Lichenes extra-europaei a pluribus collectoribus ad museum parisiense missi. *Nouvelles Archives du Museum d'Histoire Naturelle* (4ème série) 3 : 21-122, 12 pl.
- Hue, (Abbé), 1921.** Lichenes in Africa tropica occidentali et praecipue in Mauritania a cl. Chudeau, annis 1908-1912, lectos descripsit. *Mém. Soc. Bot. France*, 30 :1-17.
- Huneck S, 1999.** The Significance of Lichens and Their Metabolites. Fliederweg 34a, D-06179 Langenbogen/Saalkreis, Germany.
- I.N.A.P.G., 1997.** Administration Institut National Agronomique Paris Grignon. Droso zone. Comportement et génétique de la drosophile.
- Idrissi Hassani L.M., Hermas J., 2008.** Effets de l'alimentation en *Peganum harmala* L. (Zygophyllaceae) sur le tube digestif du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* Forsk. (Orthoptera, Acrididae). *Zool. Baetica*. 19 : 71-84.
- Isman M.B., 2002.** Problèmes et perspectives de commercialisation des insecticides d'origine botanique in Regnault-Roger C., Philogène B.J. & Vincen C., 2002. Biopesticides d'origine végétale. *Ed. Tec & Doc*, Lavoisier, Paris, 301-311 pp.

- Isman MB, 2019.** Botanical insecticides in the twenty-first century – fulfilling their promise? *Annu RevEntomol* 65:11.1-11.17 DOI: [10.1146/annurev-ento-011019-025010](https://doi.org/10.1146/annurev-ento-011019-025010).
- Isman MB. 1997.** Neem and other botanical insecticides: barriers to commercialization. *Phytoparasitica* 25:339–44
- Jbilou R., Ennabili A. & Sayah F., 2006.** Insecticidal activity of four medicinal plant extracts against *Tribolium castaneum* (Herbst) (Coleoptera: Tenebrionidae). *Afr. J. Biotechnol*, 5(10): 936-940.
- Jeyabalan D., Arul N., Thangamathi P., 2003.** Studies on effects of *Pelargonium citrosa* leaf extracts on malarial vector, *Anopheles stephensi* Liston. *Bioresource Technology*. 89 (2): 185 - 189.
- Johnson HA, Oberlies NH, Alali FQ, McLaughlin JE. 2000.** Thwarting resistance: annonaceous acetogenins as new pesticidal and antitumor agents. In *Biological Active Natural Products: Pharmaceuticals*, ed. SJ Cutler, JG Cutler, pp. 173–83. Boca Raton, FL : CRC Press
- Jolivet P., 1980.** Les insectes et l’homme. Presse Universitaire de France, collect. *Que saisje*. 1 : 127 pp.
- Joly D., 2006.** La drosophile : Un insecte au service de la science. *Insectes*, 128(1): 25-29.
- Jørgensen, P.M., 2003.** Notes on African *Pannariaceae* (lichenized ascomycetes). *Lichenologist*, 35 : 11-20.
- Jorjani SE. Zakhirekharazmshahi., 2013.** Tehran: Tehran university of medical sciences : 251.
- Jouhault S., 2012.** La qualité des huiles essentielles et son influence sur leur efficacité et sur leur toxicité. Thèse de Doctorat d’état en pharmacie. Université de Lorraine. Faculté de pharmacie. France.137 p.
- Jourdan, P., 1866.** Flore murale de la ville de Tlemcen, Province d’Oran (Algérie). *Gazette Médicale de l’Algérie*, Alger, 38 p.

- Jourdan. P., 1867.** Flore murale du Tombeau de la chrétienne (Province d'Alger). *Bull. Soc. Climatol. Algérienne*, Alger, pp: 378-418.
- Julien, A., 1894.** *Flore de la région de Constantine*. Constantine, 332 p.
- Kaiser L., 1999.** Le comportement des insectes. *Ann. Soc. Entomol. Fr. (N.S)*, Section 4: Comportement, 35 (suppl.): 136-147.
- Kaplan L, Heaton CD, Noller CR., 1950.** The assay of red squillpowder; an Investigation of Possible Chemical Procedures. *J Am Pharm Assoc* ; 39: 101-106.
- Karlson P. & Lüscher M., 1959.** Pheromones : A new term for a class biologically active substances. *Nature*, 183: 55-56.
- Kathirgamanathar S, Ratnasooriya WD, Baekstrom P, Andersen RJ, Karunaratne V, 2006.** Chemistry and bioactivity of physciaceae lichens *Pyxine consocians* and *Geterodermia leucomelos*. *Pharm Biol* 44:217-220.
- KEITA A., MARIKO E., HAIDARA, T.K., 1998** .Etude de l'activitehypoglycemiante des feuilles de *Sclerocaryabirrea* (A. Rich) Hochst (Anacardiaceae). *Pharm. Méd. Trad. Afr*, 10 : 16-25.
- Kellouche A et Soltani N., 2004.**Activité biologique des poudres de cinq plantes et de l'huile essentielles d'une d'entre elle sur *Callosobruchus maculatus* (F). *International Journal of Tropical Insect Science*. Vol 24 (1): 184-191.
- Kellouche A., Ait Aider F, Labdaoui K., Moula D., Hamadi N., Ouramdane A, Fererot B. & Mellouk M., 2010.**Biological activity of ten essential oils against cowpea beetle *Callosobruchus maculatus* Fabricius (Coleoptera: Bruchidae). *International Journal of Integrative Biology*. Vol.10: 86-83.
- Kemassi A., 2008.** Toxicité comparée des extraits de quelques plantes acridifuges du Sahara septentrional Est algérien sur les larves du cinquième stade et les adultes de *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775). Mémoire de Magister en Sciences Agronomiques. Université Kasdi-Merbah de Ouargla, Algérie. 160 pp.

- Kemassi A., Bouziane N., Boual Z. et Ould El Hadj M. D., 2014.** Activité biologique des huiles essentielles de *Peganum harmala* L. (*Zygophyllaceae*) et de *Cleome arabica* L. (*Capparidaceae*) sur *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775). *Phytotérapie*, vol 12(6) : 348-353.
- Kemassi, A., Z. Boual, A. Lebbouz I., Dadi Bouhoun M., Sakeur M.L., Ould El Hadj-Khelil, Et Ould El Hadj M.D., 2012.** Etude de l'activité biologique des extraits foliaires de *Cleome arabica* L. (*Capparidaceae*). *Lebanese Science Journal*, vol. 13 (2): 81-97.
- Ketoh G.K., Glitho A.I. et Huignard J., 2002.** Susceptibility of the bruchid *Callosobruchus maculatus* (Coleoptera: Bruchidae) and its parasitoid *Dinarmus basalis* (Hymenoptera : Pteromalidae) to three essential oils. *J.Eco. Entomol.* Vol.95: 174-182.
- Khosravi R. & Sendi J.J., 2013.** Toxicity, development and physiological effect of *Thymus vulgaris* and *Lavandula angustifolia* essential oils on *Xanthogaleruca luteola* (Coleoptera : Chrysomelidae). *Journal of King Saud University-Science*, 25: 349-355.
- Kliebenstein, D.J. 2001.** Genetic Control of Natural Variation in Arabidopsis Glucosinolate Accumulation. *PLANT PHYSIOLOGY*, 126(2), 811–825. doi:10.1104/pp.126.2.811.
- Kloepper J., Harrison M. & Brewer J., 1979.** The association of *Erwinia carotovora* var. *atroseptica* and *Erwinia carotovora* var. *carotovora* with insects in Colorado. *Am. Potato J*, 56: 351-361.
- Knudsen, K., Etayo, J., 2009.** *Sarcogyne algerica* H. Magn., New to Europe. *Opuscula philolichenum*, 7: 61-64.
- Kontsedalov S., Gottlieb Y., Ishaaya I., 2008b ; Nauen R., Horowitz AR., Ghanim M., 2009.** Toxicity of spiromesifen to the developmental stages of *Bemisia tabaci* biotype B. *Pest. Manag. Sci.* 65: 5–13.
- Kowalski S., Aubin T. & Martin J.R., 2004.** Courtship song in *Drosophila melanogaster* : a differential effect on male-female locomotor activity. *Can. J. Zool*, 82: 1258-1266.
- Kreher S.A., Kwon J.W., Carlson J.R., 2005.** The molecular basis of odor coding in the *Drosophila* larva. *Neuron*, 46: 445-456.

- Kubo I., 2006.** New concept to search for alternate insect control agents from plants. *In* Rai, M., and M. Carpinella (eds.) Naturally occurring bioactive compounds 3. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands. 61-80 pp.
- Kurtovic A., Widmer A. & Dickson B.J., 2007.** A single class of olfactory neurons mediates behavioural responses to a *Drosophila* sex pheromone. *Nature*, 446: 542-546.
- Lapie, G., 1909.** *Étude phytogéographique sur la Kabylie du Djurdjura*. Rev. Geogr. Annuelle, III, Paris, 156 p.
- Larsson M.C., Domingos A.I., Jones W.D., Chiappe M.E., Amrein H., Vosshall L.B., 2004a.** Or83b encodes a broadly expressed odorant receptor essential for *Drosophila* olfaction. *Neuron*, 43 : 703-714.
- Lasbleiz C., Ferveur J.F., Everaerts C., 2006.** Courtship behaviour of *Drosophila melanogaster* revisited. *Animal Behaviour*, 72: 1001-1012
- Le Gac, S., Zeng, X., Girardot, C., & Jabin, I. 2006.** Efficient Synthesis and Host–Guest Properties of a New Class of Calix [6] azacryptands. *The Journal of Organic Chemistry*, 71(24), 9233–9236. doi:10.1021/jo061616v.
- Lebouz I., 2010.** Activité biologique des extraits foliaires de *Cleome arabica* L. (Capparidaceae) chez *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Orthoptera, Acrididae). Mém. Mag. Université de Biskra. 165p.
- Lebreton S., Grabe V., Omondi A.B., Ignell R., Becher B. G., Hansson B. S., Sachse S., Witzgall P., 2014.** Love makes smell blind: mating suppresses pheromone attraction in females via Or65a olfactory neurons. *Scientific Reports*, 4: 7119.
- Leonardo M. Casano, Eva M. del Campo, Francisco J. García-Breijo, José Reig-Armiñana, Francisco Gasulla, Alicia de Hoyo, Alfredo Guera1 et Eva Barreno, 2011.** *Environmental Microbiology* 13 (3).
- Letrouit, M. A., Van Haluwyn, C., 1986.** Compte rendu d'une mission en Algérie (Wilaya de Tébessa) 29-31 Décembre 1986. 25p + Annexes.

- Li, M., Cha, D.J., Lai, Y., Villaruz, A.E., Sturdevant, D.E., Otto, M. 2007.** The antimicrobial peptide-sensing system of *Staphylococcus aureus*. *Molecular Microbiology*, 66(5), 1136–1147. Doi :10.1111/j.1365-2958.2007.05986.x
- Louat F., 2013.** Etude des effets liés à l'exposition aux insecticides chez un insecte modèle, *Drosophila melanogaster*. Thèse de Doctorat. Université d'Orléans. 224 pp.
- Louis C., Girard M., Kuhl G. & Lopez-Ferber M., 1996.** Persistence of *Botrytis cinerea* in its vector *Drosophila melanogaster*. *Phytopathology*, 86: 934-939.
- Lûrning M., Scheffer M., 2007.** Info-disruption: pollution and transfer of chemical information between organisms. *Trends. Ecol. Evol.* 22 (7) : 374-379.
- Magnusson, A. H., 1929.** *A monograph of the genus Acarospora*. Kungl. Svenska Vetensk. Handl., tredje ser., Stockholm, Bd. 7, n° 4, in-4° de 400 p., 18 cartes h. t.
- Magnusson, A. H., 1937.** Additional notes on Acarosporaceae. *Acta Horti Gotoburgensis*, 12: 87-103.
- Mahbubeh B, Gholamreza A, Shekarchi, M., & Rahimi, R. 2017.** Traditional medical uses of *Drimys* species in terms of phytochemistry, pharmacology and toxicology. *Journal of Traditional Chinese Medicine*, 37(1), 124–139. doi:10.1016/s0254-6272(17)30036-5.
- Maheu, J., 1906.** Lichens récoltés pendant la session extraordinaire de la société botanique de France, dans la province d'Oran. *Bull. Soc. Bot. France*, 53, CCXVIII.
- Maire, R., 1916.** La végétation des montagnes du Sud-Oranais. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 7: 210-292, 14 pl. t. 4-17.
- Maire, R., 1933.** Études sur la flore et la végétation du Sahara central: I, II. *Mém. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 3: 1-272, 36 pl. noires, 2 cartes, 2 pl. couleur.
- Maire, R., 1940.** Études sur la flore et la végétation du Sahara central: III. *Mém. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 3: 273-433.
- Maire, R., Senevet, G., 1928.** La flore murale du tombeau de la chrétienne. *Bull. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 19: 23-28.

- Maire, R., Wilczek, E., 1936.** Florule des Iles Habibas. *Bull. Soc. His. Nat. Afr. Nord*, 26 bis: 61-78.
- Maistrello L., Lopez MA., Soria FJ., Ocete R., 2005.** Growth inhibitory activity of *Daphne gnidium* L. (*Thymelaeaceae*) extracts on the elm leaf beetle (Col., Chrysomelidae). *Journal of Applied Entomology*. 129(8) : 418–424.
- Marčić D., Ogurlić I., Perić P., 2009.** Effects of spiroadiclofen on the reproductive potential of two-spotted spider mite (Acari: Tetranychidae) ovipositing females. *Archives of Biological Sciences*. 61: 777-785.
- Marcillac F., Houot B. & Ferveur J.F., 2005.** Revisited Roles of *Drosophila* Female Pheromones. *Chem. Senses*, 30(1): 273-274.
- Marin, E. C., R. J. Watts, N. K. Tanaka, K. Ito & L. Q. Luo (2005).** Developmentally programmed remodeling of the *Drosophila* olfactory circuit. *Development*, 132, 725737.
- Masek, .P., Scott, .K. (2010)** -Limited taste discrimination in *Drosophila*. *Proceedings of the Academy of Sciences of the United States of America* 107: 14833- 14838 p.
- Masna F., 2016.** Inventaire de la faune Blattoptère urbaine et forestière dans la région aride de Laghouat. Caractérisation des principales espèces nuisibles et essais de lutte. Thèse de Doctorat en Ecologie Animale. Université Badji Mokhtar d'Annaba, Algérie. 94 pp.
- Masuda-Nakagawa, LM., Tanaka, NK., & O’Kane, CJ. 2005.** Stereotypic and random patterns of connectivity in the larval mushroom body calyx of *Drosophila*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 102(52), 19027–19032. doi:10.1073/pnas.0509643102.
- McKenzie J.A., & Parsons P.A., 1972.** Alcohol tolerance an ecological parameter in the relative success of *Drosophila melanogaster* and *Drosophila simulans*. *Oecologia*, 10: 373-388.
- Meigen J.W., 1830.** Systematische Beschreibung der bekannten europäischen zweiflügeligen Insekten. 6. Hamm. pp. IV+1 - 401.

- Merabti B., Lebouz I., Adamou A., Ouakid M. L., 2015.** Effet toxique de l'extrait aqueux des fruits de *Citrullus colocynthis* (L.) Schrad sur les larves des *Culicidae*. *Rev. Bio. Ress.* 5 (2) : 120- 130.
- Merghoub N, Benbacer L, Amzazi S, Morjani H, El Mzi-bri M., 2009.** Cytotoxic effect of some Moroccan medicinal plant extracts on human cervical cell lines. *J Med Plants Res*; 3(12): 1045-1050.
- Merritt R.W., Courtney G.W. & Keiper J.B., 2003.** Diptera (Flies, Mosquitoes, Midges, Gnats). *In* : Resh V.H., Cardé R.T. *Encyclopedia of insects. Ed., Academic Press, San Diego, USA.* 324-340 pp.
- Metin M, Burun B, 2010.** Effects of the High Doses of *Urgineamaritima* (L.) Baker Extract on Chromosomes. *Caryologia*; 63(4): 367-375.
- Morais P.B., Hagler A.N., Rosa C.A. & Mendoca-Hagler L.C., 1992.** Yeasts associated with *Drosophila* in tropical forests of Rio de Janeiro, Brazil. *Canadian Journal of Microbiology*, 38: 1150-1155.
- Moreno, P.P., Egea, J. M. 1992.** *Digitothyrea*, a new genus in the family Lichinaceae. *The Lichenologist*, 24(03), 215–228. doi:10.1017/s0024282992000331.
- Mostafa T.Y., Mahgoub S.M. & Ahmed M.S., 1996.** The efficiency of certain plant powders against cowpea weevil *Callosobruchus maculatus* (F.) (Coleoptera: Bruchidae). *Egypt. J. Agric. Res*, 74: 307-319.
- Motyka, J. 1958.** Odkrycie *Alectoria tortuosa* Merrill w Karpatach Wschodnich – *Alectoria tortuosa* Merrill in Carpatis Orientalibus inventa. *Fragmenta Floristica et Geobotanica* 3: 201–203.
- Murugesan S, Senthilkumar N, Babu DS, Rajasugunasekar, D 2016.** Chemical Composition, Antifeedant and Insecticidal Activities of Tree Borne Oil Seeds. *Pestology*, 40, 29–41.
- Nadarasah G., & Stavrinides J., 2011.** Insects as alternative hosts for phytopathogenic bacteria. *FEMS. Microbiol. Rev*, 35: 555-575.

- Nakagawa, T., and Vosshall, L.B. 2009.** Controversy and consensus: noncanonical signaling mechanisms in the insect olfactory system. *Curr Opin Neurobiol* 19, 284–292.
- Nash, TH, Ryan, BD, Gries. C, Bungartz, F., (éd.) 2004.** Flor de lichens de la région désertique de la Grande Sonora. Vol 2.
- Nishida T., Harris E.J., Vargas R.I. and T.T.Y. Wong, 1985.** Distributional loci and host fruit utilization patterns of the Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) in the Hawaii, *Environ. Entomol.* 14 : 602-605.
- NULTSCH, W., 1998.** *Botanique générale*. Lichens. Université de Boeck, 602p
- Nylander, W. 1854.** Etudes sur les lichens de l'Algérie. *Mémoires de la Société Impériale des Sciences Naturelles de Cherbourg*, 2 : 305-344.
- Nylander, W., 1853.** Lichenes algériens. *Novi. Ann. Sc. Nat. Bot.* Ser. 20(3) : 315- 320.
- Nylander, W., 1857.** Prodromus lichenographie Galliae et Algeriae. *Actes de la Société linneenne de Bordeaux*, 3ème ser. 1 : 249-467.
- Nylander, W., 1858.** Enumération générale des lichens, avec l'indication sommaire de leur distribution géographique. *Mémoires de la Société Impériale des Sciences Naturelles de Cherbourg*, 5 : 85-146.
- Nylander, W., 1864.** Sur quelques lichens d'Algérie. *Bull. Soc. Bot. de France*, 11 : 215-217.
- Nylander, W., 1878.** Symbolae quaedam and lichenographiam Sahariensem. *Flora (Regensburg)*, 61: 337-345.
- O'Grady P.M., 2003.** *Drosophila melanogaster*. In: Resh V.H., Cardé R.T. *Encyclopedia of insects*. Ed., Academic Press, San Diego, USA. 345-348 pp.
- Oberemok VV, Laikova KV, Gninenko YI, Zaitsev AS, Nyadar PM, Adeyemi TA, 2015.** A Short History of Insecticides. *J Plant Prot Res* 55: 221–226.
- Odabasoglu, F., Aslan, A., Cakir, A., Suleyman, H., Karagoz, Y., Halici, M., Bayir, Y. 2004.** Comparison of antioxidant activity and phenolic content of three lichen species. *Phytotherapy Research*, 18(11), 938–941. doi :10.1002/ptr.1488

- Oppliger FY., Guerin PM., Vlimant M.,** Neurophysiological and behavioral evidence for an olfactory function for the dorsal organ and a gustatory one for the terminal organ in *Drosophila melanogaster* larvae. *J. Insect Physiol.* 46 (2000) : 135-144
- Oukil S., 1995 :** Effet des insecticides et des radiations ionisantes en relation avec la variabilité de *Ceratitis capitata* (Diptera : trypetidae). Thèse 3èmcycle.Univ. Aix.MarseilleIII Fac.Sci.Tech.St. Jerome. 138p.
- Ozenda, P., 2000.** *Les végétaux, organisation et diversité biologique.* Ed. Dunod, Paris, pp : 169-210.
- OZENDA, P., 2000.***Les végétaux : organisation et diversité biologique.* Ed. Masson. 170-175
- Ozenda, P., Clauzade, G., 1970.** *Les lichens, étude biologique et flore illustrée.* Ed. Masson, Paris, 808 p.
- Pacaud F., 2008.** Apprentissage visuel et olfactif chez la blatte *Blattella germanica* (L.). Rapport de stage en Master 1 "Biologie des Organismes, des Populations et des Écosystemes". CNRS-Université de Rennes 1, France. 17 pp.
- Pant M, Dubey S, Patanjali PK, 2016.** Recent Advancements in Bio-Botanical Pesticide Formulation Technology Development. In: Herbal Insecticides, Repellents and Biomedicines: Effectiveness and Commercialization. pp 117–126.
- Papaj D.R. & Vet L., 1990.** Odor learning and foraging success in the parasitoid, *Leptopilina heterotoma*. *J. Chem. Ecol*, 16: 3137-3150.
- Papanastasiou SA, Bali E-MD, Ioannou CS, Papachristos DP, Zarpas KD, Papadopoulos NT, 2017.**Toxic and hormetic-like effects of three components of citrus essential oils on adult Mediterranean fruit flies (*Ceratitis capitata*).PLoS ONE 12 (5): e0177837.<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0177837>.
- Paris, E.G., 1871.** Notice sur la végétation des environs de Constantine. *Bull. Soc. Bot. France*, 18: 252-270.

- Parsons P.A., 1979.** Larval reaction to alcohol as an indicator of resource utilization differences between *Drosophila melanogaster* and *Drosophila simulans*. *Oecologia*, 30: 141-146.
- Pascal Collin, Yorick Ferrez., 2015.** Le point des connaissances sur la répartition du lichen pulmonaire (*Lobaria pulmonaria* (L.) Hoffm.) en Franche-Comté. *Les Nouvelles Archives de la Flore jurassienne et du nord-est de la France*, 13, 2015.
- Pascual-Villalobos et Fernandez, 1999.** Insecticidal activity of ethanolic extracts of *Urginea maritime* (L.) Baker bulbs. *Indust. Crops Prod* 10: 115-120.
- Pascual-Villalobos, 2002.** Anti-insect activity of bufadienolides from *Urginea maritima*. *Janick and A. Whipkey*. 564–566.
- Pavlou H.J. & Goodwin S.F., 2013.** Courtship behavior in *Drosophila melanogaster*: towards a 'courtship connectome'. *Curr. Opin. Neurobiol*, 23(1): 76-83.
- Pérez Izquierdo MA., Ocete R., 1994.** Actividad antialimentaria de extractos de *Daphne gnidium* L. y *Anagyris foetida* L. sobre *Spodoptera littoralis* (Boisd.) (Lepidoptera: Noctuidae). *Bol. San. Veg. Plagas*. 20: 623-629
- Philogène B.J.R., 1991.** L'utilisation des produits naturels dans la lutte contre les insectes : problèmes et perspectives. *La lutte anti-acridienne*. Ed. AUPELF-UREF, John LibbeyEurotext, Paris. 269-278.
- Philogene, 2008 ;** biopesticides d'origine végétale, 2ème édition.
- Pimentel D., Williamson S., 2008.** Reducing Energy Inputs in the US Food System. Springer Science. Business Media, LLC. DOI 10.1007/s10745-008-9184-3.
- Popp J., Petö K. Nagy J., 2013.** Pesticide productivity and food security. A review. *Agron. Sustainable Dev.*, 33, 243-255.
- Price P.W., 1997.** Insect ecology. 3rd edition. John Wiley and Sons, Inc., New York
- Python, F. & R. F. Stocker (2002).** Adult-like complexity of the larval antennal lobe of *D.melanogaster* despite markedly low numbers of odorant receptor neurons. *Journal of Comparative Neurology*, 445, 374-387.

- Quézel P. & Santa S., 1963.** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. *Editions du Centre National de la Recherche Scientifique*, Paris. 475-476 pp.
- Quezel P., 1978.** Analysis of the flora of Mediterranean and Saharan Africa. *Annals of the Missouri Botanical Garden*. 65: 479-534.
- Radomski JL, Woodard G, 1946.** A survey of the present status of red squill as a rodenticide. *J Am Pharm Assoc*; 35: 289-295.
- Rafalimanana H.J., 2004.** Évaluation des effets d'insecticides sur deux types d'Hyménoptères auxiliaires des cultures, l'abeille domestique (*Apis mellifera* L.) et des parasitoïdes de pucerons : Études de terrain à Madagascar et de laboratoire en France. Thèse de Doctorat en Ecologie et Environnement. Institut National Agronomique Paris-Grignon, France. 207 pp.
- Rageau J., 1958.** Possibilité de lutte contre les mouches en Nouvelle-Calédonie. Paris (FRA) ; Nouméa : Ostom ; Institut Française d'Océanie. 9 pp
- Rahali, 2003**
- Ramaekers, A., E. Magnenat, E. C. Marin, N. Gendre, G. Jefferis, L. Q. Luo & R. F. Stocker (2005).** Glomerular maps without cellular redundancy at successive levels of the *Drosophila* larval olfactory circuit. *Current Biology*, 15, 982-992.
- Rattan RS, 2010.** Mechanism of Action of Insecticidal Secondary Metabolites of Plant Origin. *Crop Prot* 29: 913–920.
- Raven P.H., Evert, R.F., Eichhorn, S.E., 2003.** *Biologie végétale*. Ed. De Boeck Université, Paris, pp : 334-340.
- Rebbas, K., Boutabia, L., Touazi, Y., Gharzouli, R., Djellouli, Y., Alatou, D., 2011.** Inventaire des lichens du Parc National de Gouraya (Béjaïa, Algérie). *Phytothérapie*, Vol. 9, n°4: 225-233.
- Reboud, V., 1867.** Catalogue des plantes les plus intéressantes observées dans le cercle de Bou-Saada (Algérie), de Sept. 1864 à Juil. 1865. *Bull. Soc. Bot. France*, 14 : 130-136.
- Reboud, V., 1883.** « Lettre » (sur le *Lecanora esculenta* en Algérie). *Soc. d'Agric. D'Algérie*, pp : 173-174.

- Regnault-Roger C., Fabres G., Philogene B., 2005.** *Enjeux phytosanitaires pour l'agriculture et l'environnement*. Ed. Lavoisier Tec et Doc, Paris, 749 p.
- Reichert, I., 1936.** L'Afrique du Nord et sa position phytogéographique au point de vue lichénologique. *Bull. Soc. Bot. France*, 83 (10): 836-841.
- Reichert, I., 1937a.** Steppe and desert in the light of lichen vegetation. *Proc. Linn. Soc. London*. Part 1: 19-23.
- Reichert, I., 1937b.** La position phytogéographique de l'Afrique du Nord au point de vue lichénologique. *Rev. Bryol. Lichénol.*, 10, 37-46.
- Revadi S., Lebreton S., Witzgall P., Anfora G., Dekker T., Becher PG., 2015.** Sexual Behavior of *Drosophila suzukii*. *Insects*. 6:183-196.
- Riba G. et Silvy C., 1989.** Combattre les ravageurs des cultures, enjeux et perspectives. INRA, Paris, 230 p.
- Rico, V. J., Aragon, G., Esnault, J., 2007.** *Aspicilia uxoris*, an epiphytic species from Algeria, Morocco and Spain. *Lichenologist*, 39 (2): 109-119.
- Rico, V. J., Calatayud, V., Giralt, M. 2003.** *Buellia tesserata* and *Dimelaena radiata*, two closely related species. *Lichenologist* 35: 117-124.
- Rikli, M. Schroter, C., 1912.** Vom Mittelmeer zum Nordrand der Algerischen Sahara. *Viert. Naturf. Gesells. In Zürich, Jahr.*, 57: 33-210, 18 fig., 20 pl. h. t.
- Rohlf, M., 2005.** Clash of kingdoms or why *Drosophila* larvae positively respond to fungal competitors. *Front Zool* 2, 2. <https://doi.org/10.1186/1742-9994-2-2>.
- Roux, C., Clerc, P., Clauzade, G., Bricaud, O., 1995.** Le genre *Waynea* Moberg (*Ascomycetes, Lecanorales, Bacidiaceae*). *Biblioth. Lichenol.*, 58 : 383-404.
- Ruiz-Dubreuil, D., Solar, E. 1993.** A diallel analysis of gregarious oviposition in *Drosophila melanogaster*. *Heredity* 70, 281–284. <https://doi.org/10.1038/hdy.1993.40>.
- Sadek M. 2003.** Antifeedant and toxic activity of *Adhatoda vasica* leaf extract against *Spodoptera littoralis* (Lep., Noctuidae). *Journal of Applied Entomology*. 127(7):396 – 404.

- Salari E., Ahmadi K., Dehyaghoji R. Z., Purhematy A. & Takaloozadeh H. M., 2012.** Toxic and repellent effect of harmal (*Peganum harmala* L.) acetonic extract on several aphids and *Tribolium castaneum* (Herbst). *Chilean Journal of Agricultural Research*, 72(1): 147-151.
- Sankhyadhar SC., (2012).** Shri Narhari Pandit's Raj Nighantu: Chaukhamba Orientalia: Varanasi, India, p 310.
- Sarin, S., Dukas, R. 2009.** Social learning about egg-laying substrates in fruit flies. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 276(1677), 4323–4328. doi:10.1098/rspb.2009.1294.
- Schäpers A., Carlsson M.A., Gamberale G. & Janz N., 2015.** The Role of Olfactory Cues for the Search Behavior of a Specialist and General Butterfly. *J. Insect. Behav*, 28 : 77-87.
- Scheidegger C, Werth S, 2009.** Stratégies de conservation des lichens : informations tirées de la biologie des populations. *FungalBiologyReviews* 23, 55-66.
- Scheidegger, C. Clerc, P., 2002.** *Liste Rouge des espèces menacées en Suisse : Lichens épiphytes et terricoles*. Ed. Office fédéral de l'environnement, des forêts et du paysage OFEFP, Berne, Institut fédéral de recherches WSL, Birmensdorf, et Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève, CJBG. OFEFP -Série : L'environnement pratique. 124 p.
- Schmutterer H., 1990.** Properties and potentials of natural pesticides from neem tree. *Annu. Rev. Entomol*, 35 : 271-298.
- Schmutterer H., 1997.** Side-effects of neem (*Azadirachta indica*) products on insect pathogens and natural enemies of spider mites and insect. *Journal of Applied Entomology*, 12: 121-128.
- Scott, K. (2005)** Taste recognition: food for thought. *Neuron Review* 48, p455- 464.
- Scott, K., Brady, R., Cravchik, A., Morozov, P., Rzhetsky, A., Zuker, C., and Axel, R. 2001.** A chemosensory gene family encoding candidate gustatory and olfactory receptor in *Drosophila*. *Cell* 104, 661–673.
- Seguy E., 1950 :** La biologie des Diptères : Encyclopédie entomologique. Ed. Paul Le chevalier Paris VI. 609p.

- Semadi A. 1989.** Effet de la pollution atmosphérique (pollution globale, fluoree et plombique) sur la végétation de la région de Annaba. Algérie. Thèse de doctorat d'état Sciences Naturelles. Université P. et M. Curie (Paris VI) ,339 p.
- Semadi, A. & Tahar, A., 1995.** Une méthode biologique pour la détection de la pollution globale dans la région d'Annaba (Algérie). *Pollut. Atmosph.*, 146 : 50-58.
- Semadi, A. Deruelle, S., 1993.** Détection de la pollution plombique à l'aide des transplants lichéniques dans la région de Annaba (Algérie). *Pollut. Atmosph.* Oct-Dec, 86-102.
- Semadi, A., Tahar, A., Fadel, D. & Benoit-Guyod, J.L., 1997.** The behaviour of some lichen species in Annaba area (Algeria). *Synthèse*, 2 : 17-24.
- Seri-Kouassi BP., Kanko C., Nondentot Aboua L.R., Bekon K.H., Glitho A.I. Koukoua G., N'Guessan Y.T., 2004.**Action des huiles essentielles de deux plantes aromatiques de Côte d'Ivoire sur *Callosobruchus maculatus* F. du niébé. Comptes Rendu de Chimie. Vol.10 (11): 1043-1046.
- Shaaya E., Ravid U., Paster N., Juven B., Zisman U & Pissarev V.1991.**Fumigant toxicity of essential oils against four major stored product insects. *Journal of Chemical Ecology* Vol.17:499-704.
- Sierro N, Battey JN, Ouadi S, Bovet L, Goepfert S, Bakaher N, Peitsch MC, Ivanov NV, 2013.** Reference Genomes and Transcriptomes of *Nicotiana sylvestris* and *Nicotiana tomentosiformis*. *Genome Biol* 14 : R60.
- Slimani, A., 2014.** *Inventaire de la flore lichénique au niveau du Parc National d'El Kala et extraction de quelques dérivés lichéniques.* Thèse de Doctorat 3ème cycle L.M.D. Univ. Badji Mokhtar Annaba, 241 p.
- Slimani, A., Serradj, A. A. M., Hamel, T. & Coste, C., 2013.** Contribution à l'étude de la flore lichénique dans la zéenaie de Bougous (forêt de Ramel Toul) au niveau du Parc National d'El Kala Nord Est algérien. *Synthèse : revue des sciences et de la technologie*, 27 : 22-29.
- Sokolowski M.B., 2001.** *Drosophila*: genetics meets behavior. *Nat. Rev. Genet*, 2: 879-890.

- Spieth H.T., 1952.** Mating behavior within the Genus *Drosophila* (Diptera). *Bulletin of the American Museum of Natural History*, 99: 401-474.
- Stamps, J. A., Briffa, M., & Biro, P. A. 2012.** Unpredictable animals: individual differences in intraindividual variability (IIV). *Animal Behaviour*, 83(6), 1325–1334. doi: 10.1016/j.anbehav.2012.02.017.
- Stannard, J., 1974.** Squill in ancient and medieval materia medica, with special reference to its employment for dropsy. *Bull. N. Y. Acad. Med.*, 50, 684–713.
- Steiner, J., 1902.** Zweiter Beitrag zur Flechtenflora Algiers. *Verhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft Wien*. 52: 469-487.
- Steinheil, Ad., 1834.** Matériaux pour servir à la flore de Barbarie. IIème article. Notice sur les cryptogames recueillies aux environs de Bône. *Ann. Sci. Nat., Bot.*, sér. 2, 1 : 282-289.
- Stitzenberger, E., 1890.** Lichenaea Africana. Jahresbericht de Saint Gallischen naturwissenschaftlichen gessell chaft, Supplemento, Ibid, 1891-1892, pp: 86- 96, 1893-1894, pp: 215-264.
- Stoll A (1954)** Sur les substances cardiotoniques de la scille maritime (*Scillamaritima* L) : Cardiotonic Substances of scillamaririma. *Experientia*; 10: 282-297.
- Subra R, 1971.** Etudes écologiques sur *Culex pipiensfatigans* Wiedemann, 1828 (Diptera, Culicidae) dans une zone urbaine de savane soudanienne ouest-africaine Rythme de ponte et facteurs conditionnant l’oviposition. *Cah ORSTOM, sér. Enf. méd. Parasibl.* IX, 3, 317-322
- Subramaniam J, Kovendan K, Mahesh Kumar P, Murugan K, Walton W (2012)** Mosquito larvicidal activity of *Aloe vera* (Family : *Liliaceae*) leaf extract and *Bacillus sphaericus*, against Chikungunya vector, *Aedes aegypti*. *Saudi Journal of Biological Sciences* 19(4):503–509.
- Suh, G. S. B., A. M. Wong, A. C. Hergarden, J. W. Wang, A. F. Simon, S. Benzer, R. Axel & D. J. Anderson (2004).** A single population of olfactory sensory neurons mediates an innate avoidance behaviour in *Drosophila*. *Nature*, 431, 854-859.

- Sukumar K, Perich MJ, Boobar LR, 1991.** Dérivés botaniques dans la lutte contre les moustiques : une revue. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 7(2) : 210-237 PMID : 1680152.
- Süleyman, H., Odabasoglu, F., Aslan, A., Cakir, A., Karagoz, Y., Gocer, F., ... Bayir, Y. 2003.** *Anti-inflammatory and antiulcerogenic effects of the aqueous extract of Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm. Phytomedicine, 10(6-7), 552–557.* doi:10.1078/094471103322331539.
- Szatala, Ö., 1929.** Enumeratio Lichenum a Cl. barone G. de Andreanszky in Africa boreale lectonIm. *Magyar Bot. Lapok. Budapest*, 78: 162-167.
- Tabuti J.R.S., Lye K.A., Dhillion S.S., 2003.** Traditional herbal drugs of Bulamogi, Uganda: plants, use and administration. *Journal of Ethnopharmacology*. 88 : 19-44.
- Taleb-Toudert K.,** Extraction et caractérisation de dix plantes aromatiques provenant de la région de Kabylie, Université de Nantes, soutenue le 30/11/2015, 101 p., disponible sur <https://dl.ummtto.dz/handle/ummtto/1568>.
- Terhzaz S., 2003.** Caractérisation de deux neuropeptides chez *Drosophila melanogaster* : la leucokinine et l'IFamide. Thèse de Doctorat en Neurosciences et Neuropharmacologie. Université Bordeaux I, France. 211 pp.
- Tinette, S., Zhang, L., Robichon, A. 2004.** Cooperation between *Drosophila* flies in searching behavior. *Genes, Brain and Behavior*, 3(1), 39–50. doi:10.1046/j.1601-183x.2003.0046.x
- Tits, D., 1925.** Le Sahara occidental (contribution phytogéographique). *Bull. Soc. Royale de Bot. Belgique*, 58 : 39-91, 16 fig., 3 pl. phot.
- Torrente, P. & Egea, J.M., 1989a.** *Opegrapha celtidicola* (Jatta) Jatta. Nombre correcto para *Opegrapha betulinoidea* B. de Lesd. Y *Opegrapha thallincola* B. de Lesd. *Cryptog., Bryol. Lichénol.*, 10 (4) : 313-317.
- Torrente, P. & Egea, J.M., 1989b.** La familia *Opegraphaceae* en el Area Mediterránea de la Península Ibérica y Norte de Africa. *Biblioth. Lichenol.*, 32 : 4 + 1-282.

- Trabut, L., 1887.** D'Oran à Méchéria. Notes botaniques et catalogue des plantes remarquables. Alger, 36 p.
- UNESCO., (1960).** Medicinal plants of arid regions. Research on arid zones. Flight 13, Paris (France), 99p.
- Uysal H. & Kaya Y., 2004.** Toxicity of *Euphorbia canariensis* latex to some developmental stages of *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *Bull Environ Contam Toxicol*, 72: 45-53.
- Vaillant J. & Derridj S., 1992.** Statistic analysis of insect preference in tow-choise expriments. *J. Insect. Behav*, 5: 773-781.
- Van haluwyn C, Lerond M, 1993.** Guide des lichens. Ed. Lechevalier, Paris, 334p.
- Van Haluwyn, C. & Letrouit-Galinou, M.A., 1990.** La flore lichénique de *Pinus halepensis* dans la région de Tébessa (Algérie orientale). *Cryptog., Bryol. Lichénol.*, 11 (1): 31-42.
- VAN HALUWYN, C. ET LEROND, M., 1993.** Guide des lichens. Ed. Lechevalier, Paris, 334p.
- Van Naters, .W. V. et Carlson, J. R. (2006)** - Insects as chemiosensors of humans and crops. *Nature*, 444, p302-307.
- Van Timmeren S. & Isaacs R., 2014.** *Drosophila suzukii* in Michigan vineyards, and the first report of *Zaprionus indianus* from this region. *Journal of Applied Entomology*, 10: 1111-12113.
- Venu I., Durisko Z –Xu J., Dukas R., 2014.** Social attraction mediated by fruit flies' microbiome. *J. Exp. Biol.* 217:1346–1352.
- Verbiscar, A.J., J. Patel, T.F. Banigan, and R.A. Schatz. 1986b.** Scilliroside and other scilla compounds in red squill. *J. Agr. Food Chem.* 34:973–979.
- Verbiscar, A.J., T.F. Banigan, and H.S. Gentry. 1986a.** Recent research on red squill as a rodenticide. p. 51–56. In: T.P. Salmon (ed.), *Proceedings twelfth vertebrate pest conference.* Univ. California, Davis, USA.

- Viegi L, Pieroni A, Guarrera PM, Vangelisti R, 2003.** A review of plants used in folk veterinary medicine in Italy as basis for a databank. *J Ethnopharmacol*; 89(2-3): 221-244.
- Von Schilcher F., 1976.** The role of auditory stimuli in the courtship of *Drosophila melanogaster*. *Anim. Behav*, 24: 18-26.
- Vosshall, L. B. et R. E. Stocker (2007)** - Molecular architecture of smell and taste in *Drosophila*. *Annual Review of Neuroscience*, 30, 505-533.
- Ward JC, Barber CW, Garlough FE, Munch JC, 1937.** Red Squill V. The Susceptibility of hogs to red squill. *J Am Pharm Assoc*; 26: 137-139.
- Wei H. & Du J., 2004.** Sublethal effects of larval traitement with deltamethrin on moth sex pheromone communication system of the Asian corn borer, *Ostrinia furnacalis*. *Pestic Biochem Phys*, 80: 12-20.
- Weinzerl., R. (1998)** - Botanical insecticides, soaps and oils. In: *Biological, Biotechnological control of insect pest*, Eds, J.E. Rechcigl et N.A. Rechcigl. Boca Raton, Florida, p101-121.
- Werner WL, Balasubramaniam S, 1992.** Structure and Dynamics of the Upper Montane Rain Forests of Sri Lanka. *Tropical Forests in Transition* pp 165-172.
- Werner, R.G., 1939.** Aperçu phytogéographique sur la flore cryptogamique méditerranéenne de l'Afrique du Nord. L'endémisme et les caractères propres au Maroc, à l'Algérie et à la Tunisie. *Soc. Hist. Alger., 4è Cong. Féd. Soc. Sav. Afr. Nord*, 1: 219-244.
- Werner, R.G., 1940.** Contribution à la flore cryptogamique de l'Algérie et de la Tunisie. *Bull. Soc. Sci. Nat. Maroc*, 20 (1-2): 113-121.
- Werner, R.G., 1949.** Les origines de la flore lichénique de l'Algérie d'après nos connaissances actuelles. *Trav. Bot. dédiés à R. Maire. Mém. hors-sér. Soc. Hist. Nat. Afr. Nord*, 2: 299-312.
- Werner, R.G., 1955.** Synthèse phytogéographique de la flore lichénique de l'Afrique du Nord française d'après les données récentes et essai de paléogéographie lichénique. *Bull. Soc. Bot. France*, 102: 35-50, 1 carte.

- Wertheim, B., Marchais, J., Vet, L.E.M., Dicke, M. 2002.** Allee effect in larval resource exploitation in *Drosophila*: an interaction among density of adults, larvae, and microorganisms. *Ecological Entomology*, 27(5), 608–617. Doi :10.1046/j.1365-2311.2002.00449.x
- Wertheim B., Van Baalen E.J.A., Dicke M., Vet L.E.M., 2005.** Pheromone-mediated aggregation in nonsocial arthropods: an evolutionary ecological perspective. *Annu. Rev. Entomol*, 50: 321-346.
- Whittaker R.H. & Feeny P.P., 1970.** Allelochemicals : chemical interactions between plants. *Science*, 171: 757-770.
- Winnicka K, Bielawski K, Bielawska A, Miltyc W.,2007.** Apoptosis-mediated cytotoxicity of ouabain, digoxin and proscillaridin A in the estrogen independent MDA-MB-231 breast cancer cells. *Arch PharmRes* ; 30(10): 1216-1224.
- Winton FR., 1927.** The rat-poisoning substance in red squills. *JPharm Exp Ther* ; 31: 123-136.
- Yang C., Belawat P., Hafen E., Jan L.Y. & Jan Y.N., 2008.** *Drosophila* egg-laying site selection as a system to study simple decision-making processes. *Science*, 319: 1679-1683.
- Yang R.Z. & Tangs C.S., 1988.** Plants used for pest control in China: a literature review. *Econ. Bot*, 42: 376-406.
- Zargari A (1996)** Medicinal plants. Vol 3. Tehran: Tehran University Publications, pp 513-514.
- Zeng Y., Zhang Y., Weng Q., Hu M. & Zhong G., 2010.** Cytotoxic and Insecticidal Activities of Derivatives of Harmine, a Natural Insecticidal Component Isolated from *Peganum harmala*. *Molecules*, 15: 7775-7791.
- Zhong G.H., Hu M.Y. & Weng A.Q., 2001.** Laboratory and field evaluations of extracts from *Rhododendron molle* flowers as insect growth regulator to imported cabbage worm, *Pieris rapae*, L. (Lepidoptera: Pieridae). *J. Appl. Entomol*, 125: 563-596.

**Zhou H., Du J. & Hang Y., 2005.** Effects of sublethal doses of malathion on responses to sex pheromones by male Asian corn borer moths, *Ostrinia furnacalis* (Guenée). *J. Chem. Ecol*, 31: 1645-1656.

# **Annexe**

# Toxic effects of *Drimia maritima* (Asparagaceae) ethanolic extracts on the mortality, development, sexual behaviour and oviposition behaviour of *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae)



Fatma Zohra Saadane<sup>a\*</sup> | Wafa Habbachi<sup>a</sup> | Sarra Habbachi<sup>a</sup> | Nour El Imene Boublata<sup>a</sup> |  
Abderachid Slimani<sup>b</sup> | Abdelkrim Tahraoui<sup>a</sup>

<sup>a</sup>Applied Neuroendocrinology Laboratory, Department of Biology, Faculty of Sciences, University Badji Mokhtar Annaba 23000, Algeria.

<sup>b</sup>Department of Biology, Faculty of Science, University Badji Mokhtar BP 12, 23000 Annaba, Algeria.

\*Corresponding author: [saadanezahra2@gmail.com](mailto:saadanezahra2@gmail.com)

**Abstract** *Drimia maritima* is a toxic Mediterranean plant and is considered a commercially important drug by its medicinal values and pharmacological properties. In this work, we seek to evaluate the direct and delayed effects of the ethanol extracts of this plant on vinegar fly (*Drosophila melanogaster*), an excellent laboratory model. The treatment was carried out by ingestion on second-stage larvae (L2) and then we evaluated the impact of this treatment on mortality, development, sexual behaviour, on female's oviposition choice, fecundity, and fertility of adults. The results showed that mortality rates can reach 100% after 15 days of treatment as we recorded an acceleration of the flies' development. After treatment, we observed incomplete nuptial courtship and a significant decrease in eggs laid number and larvae number of the first generation treated. This study indicates that *D. maritima* ethanolic extract has a neurotoxic property, our results confirmed the presence of toxic secondary metabolites in the extract studied.

**Keywords** fruit fly, mating, Mediterranean plant, reproduction, toxicity

## 1. Introduction

In recent years, natural products have drawn the researchers' attention to find new solutions alternatives where the aims are to reduce the excessive use of synthetic pesticides. Among these alternatives in nature, products of plant origin are, in particular, more interesting because they are less toxic, biodegradable, and target-specific (Dua et al 2010; Subramaniam et al 2012).

Recently, the plant extracts with insecticidal properties have continued to develop and some non-European countries have regulatory requirements for extracts and essential oils use (Isman 2019). Plants are rich in bioactive secondary chemical metabolites and have proven their insecticidal activity by killing or repelling insects (Sukumar et al 1991; Ghosh et al 2012).

Medicinal plants are valuable resources for the majority of rural and urban populations in Africa and are the main means by which people treat themselves (Badiaga 2011). Several species are known for their remarkable therapeutic properties (Quezel 1978). Algeria, by the richness and diversity of its flora, constitutes a real phylogenetic reservoir, with about 4000 species and subspecies of vascular plants (Dobignard and Chatelain 2013). The study of traditional medicine and herbal treatment is therefore of particular interest because little research has been done on

this aspect, and more particularly on the use of spontaneous species in traditional medicine (Hammiche and Gueyouche 1988).

Our study is based on the medicinal plant *Drimia maritima* which is very widespread in the Mediterranean region, Africa and India their medicinal part is mainly composed of fresh or dried bulbs (Ghahreman 1997; Zargari 1996). The oldest writings on these plants date back to 1500 B.C. and mention the medicinal *Drimia* properties (Stoll 1954). To date, many studies have been conducted to identify the chemical constituents and to understand the pharmacological properties of this species.

It is a Mediterranean plant, perennial by an enormous bulb whose diameter reaches, 20 to 30 cm and weight between 5 to 7 kg (measures of Algerian species). It's formed of nested scales that are also called tunics or scales, whitish color called Scille d'Italie or Scille "female" or reddish Scille d'Espagne or Scille "male", depending on the variety. The external scales are plain and membranous, the medium scales are thick and fleshy (Hammiche et al 2013). The flowering stem (about 1 m) bears at its end a cluster of small white flowers with a star-shaped corolla (Joly 2010).

This work purpose to test the direct and indirect toxic effects of *D. maritima* ethanolic extract on fruit fly, *Drosophila melanogaster*, especially, the effects on the mortality, development, sexual, and oviposition behaviour.

*D. melanogaster*, the world's most widely distributed species, is considered a dreaded nuisance both for the inconvenience caused by the parasitic diseases it can inoculate (Jolivet 1980; Joly 2006; Habbachi et al 2013). It is also an important vector for various infectious microorganisms, including phytopathogenic yeasts and bacteria that attack not only vegetable and fruit crops but also cereal and sunflower crops (Kloepper et al 1979; Corby-Harris et al 2007; Nadarasah and Stavrinides 2011; Becher et al 2012).

## 2. Materials and Methods

### 2.1. *Elevage des insects*

*Drosophila melanogaster* was described by Johann Wilhelm Meigen in 1830. Its reproduction is very fast. Its life cycle is very short and includes three larval instars and a pupal stage from which an adult emerges that can fly and reproduce. A wild strain harvested from rotten apples in Annaba region (Algeria), was used. The culture was carried out in vials (250 ml) capped with a foam pad and containing an agar-based nutrient medium of cornmeal and brewer's yeast. The culture was maintained at  $25\pm 1$  °C, a humidity of 70 to 80%, and a 12-hour scotophase.

### 2.2. *Drimia maritima* (Asparagaceae)

It is a bulbous plant, which grows in the Mediterranean region. The main properties of this plant considered in traditional medicine are dropsy, cough and respiratory diseases, jaundice, skin problems, leprosy, baldness, gastric disorders, cancer, epilepsy, joint pain, and use as an antidote (Stannard 1974; Aliotta et al 2004). The *D. maritima* bulbs had significant insecticidal activity against several species (Pascual-Villalobos and Fernandez 1999; Metin and Burun 2010). For the present study the plant is collected in the region of Seraïdi (Annaba, Algeria) (36°54'27.02" north latitude, 7°39'49.95" east longitude).

### 2.3. *Preparation of the ethanolic extract of D.maritima*

For the extract, we macerated the dry bulb powder (300g) in ethanol (250 ml at 70%) for 24 hours in laboratory conditions and on the shade. After filtration using Whatman filter paper, the liquid obtained was evaporated using a magnetic stirrer heated to 45 °C to remove ethanol. The 10g leg recovered was stored at 4 °C until use.

### 2.4. *Treatment of larvae with D. maritima extract*

We prepared three different concentrations 0.12 µg/ml, 0.25 µg/ml, and 0.5 µg/ml. The treatment is done by ingestion; each concentration is mixed with food (40g) which will be distributed in four different tubes. In these tubes, 20-second instar larvae (L2) from the mass rearing are placed. In a fifth tube containing no treatment, 20 larvae are placed as a control. The monitoring of mortality and larval development is done for 15 days (time needed to finish development).

### 2.5. *Effect of the plant extract on sexual behaviour*

Sexual parade in fruit flies is an eventful behavior (Clynen et al 2011; Chardonnet 2013), goes through six essential, predetermined and invariable steps (Terhzaz 2003; Dickson 2008; Revadi et al 2015) and requires many sensory signals, of which chemical signals (cubic hydrocarbon pheromones) play an important role (Greenspan and Ferveur 2000; Sokolowski 2001). The male first walks up to a potential female and taps her on the cuticle with his front legs; if the female moves, the male follows and vibrates a wing. Then, when the female stops, the male runs in circles around her, lick her genitals with his proboscis, and tries to hang her up until mating (Revadi et al 2015).

In this work, we treated the larvae group with the sublethal concentration of *D. maritima* extract (0.12 µg/ml) and then recovered the adults as soon as they emerged. 48 hours after emergence, these adults were used for sexual behaviour tests where we note the time and number of contacts, the time and number of wing vibrations, the time and number of licks, the time and number of mating attempts as well as the time and duration of mating if successful. These tests are carried out according to four types of crossings: control male X control female, treated male X treated female, control male X treated female and treated male X control female.

### 2.6. *Effect of the plant extract on oviposition behaviour and reproduction:*

To the purpose of determining the egg-laying site choice, we observed mated females and we noted the site eggs hatching, as well as eggs and larval numbers.

### 2.7. *Data analysis*

The toxicological parameters (LC50%, LC90%, LT50%, and LT90%) were calculated according to Finney's mathematical methods (Finney 1971). Regarding sexual and oviposition behavior tests, results were analyzed statistically by descriptive metric methods then an analysis of variance (ANOVA) was performed on XLSTAT 2009 software (Addinsoft, New York, NY).

## 3. Results

### 3.1. *Effect on mortality and development*

The results showed that *D.maritima* ethanol extracts act on the duration of larval development and larval mortality depending on the concentration applied. The three concentrations used showed high larvicidal activity at the end of mortality monitoring (15 days after treatment) (Table 1); and 100% of the population was killed after 15 days of treatment (Table 1). There are very highly significant differences between the mortality rates recorded as a function of concentrations and exposure times ( $P = 0.001$ ;  $P = 0.003$ ;  $P = 0.000$ ) (Table 1).

**Table 1** Insecticidal effects of *D. maritima* on *D. melanogaster*.

	0.12 µg/ml	0.25 µg/ml	0.5µg/ml	F <sub>obs</sub>	P
2 days	0%	0%	0%	-	-
5 days	0%	0%	0%	-	-
10 days	10%	13.75%	13.75%	2.37	0.000***
15 days	100%	100%	100%	-	-
F <sub>obs</sub>	10.99	8.37	16.40		
P	0.001***	0.003**	0.000***		

P < 0.05\*: significant; P < 0.01\*\*: highly significant; P < .001\*\*\*: very highly significant.

*D. maritima* had a significant effect on fly development by inducing acceleration in larvae growth to pupae, at all three concentrations. For the adult stage, an activity on development was recorded; only 80% of the treated population with ethanolic extracts of *D. maritima* reaches the adult stage (Figure 1).

Larval mortality rates were strongly and positively correlated with the extract concentrations used (Table 2A). The 50% lethal concentration reaches 0.35µg/ml at 10 days of exposure (Table 2A). 90% of larvae die with 1.25µg/ml concentration after 10 days (Table 2A).

For lethal times, the results showed that there is a strong positive correlation between mortality rate and exposure time of larvae to the plant extracts (Table 2B). Our results indicate that TL50% was 10.79 days for the low concentration (0.12 µg/ml) and 9.33 days for both concentrations (0.25 and 0.5 µg/ml). TL90% reaches 12.88 days for the highest concentration (Table 2B).

### 3.2 Effect on the sexual behaviour of *D. melanogaster*

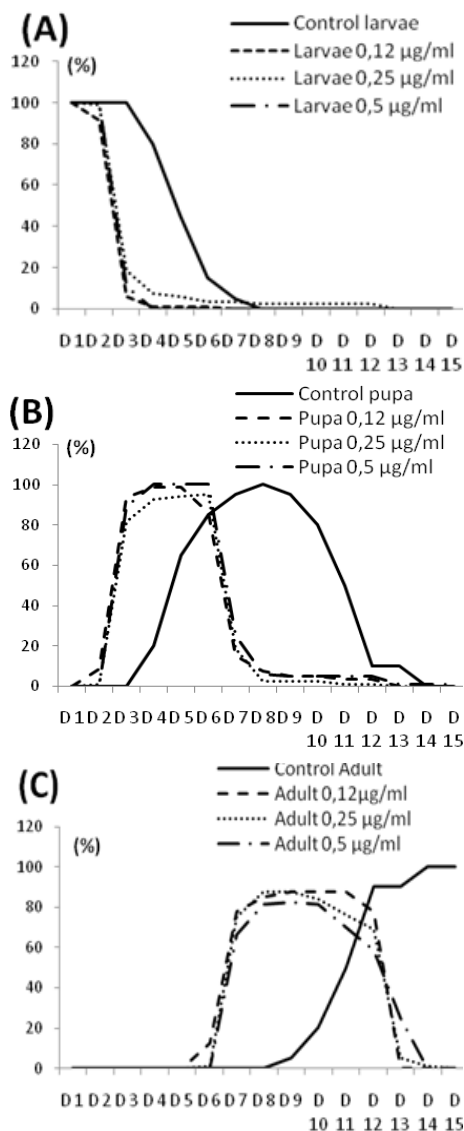
#### 3.2.1. Effect on mating success rate

The results showed that *D. maritima* ethanolic extract administered at a sublethal concentration (0.12µg/ml) decreases the successful mating rate in the fly regardless treated sex within a couple (dyad) (Table 3). The mating success rate was 100% in controls, whereas it reaches 20% when one partner was treated with the Mediterranean plant (Table 3). The aborted mating rate (couples attempting to mate unsuccessfully) was 20-30% while the null mating number (neither attempt nor mating) was higher in treated couples (Table 3).

#### 3.2.2. Effect on nuptial courtship and mating

We have recorded that treated couples (composed of treated males and females) take less time to establish the first contact between partners. The study showed that there are highly significant differences between the time of this mutual recognition (F<sub>obs</sub>= 5.811; P = 0.001\*\*) (Table 4). The same result was observed at different times recorded during the nuptial *D. melanogaster* courtship (first vibration time P = 0.006\*\*; first licking time P < 0.0001\*\*\*; first attempt time P = 0.012; mating duration P = 0.008\*\*) (Table 4).

The *D. maritima* plant extract had a significant influence on the flies contacts number (F<sub>obs</sub>= 9.136; P < 0.0001\*\*\*), on wing vibrations number (F<sub>obs</sub>= 9.631; P < 0.0001\*\*\*) and licking number (F<sub>obs</sub>= 10.091; P < 0.0001\*\*\*) (Table 4).



**Figure 1** Effect of *D. maritima* ethanolic extract on *D. melanogaster* development (A: Larval development; B: Pupal development; C: Adult development).

**Table 2** Toxicological parameters of *D. maritima* ethanolic extracts on *D. melanogaster*

A									
	Regression	CL50%	CL90%	CL84%	CL16%	SLOPE	Jcl50%	Low.lim	Up.lim
10 Days	Y=6.05+2.29X (R <sup>2</sup> =0.87)	0.35	1.25	0.95	0.12	2.82	1.20	0.291	0.421
B									
	Regression	TL <sub>50%</sub>	TL <sub>90%</sub>	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	JTI50%	Low.lim	Up.lim
0.12 µg/ml	Y=-3.98+8.72X (R <sup>2</sup> =0.87)	10.79	14.79	13.8	8.12	1.30	1.049	10.29	11.31
0.25 µg/ml	Y=-4.14+9.37X (R <sup>2</sup> =0.90)	9.33	12.88	12.02	7.24	1.29	1.046	8.92	9.76
0.5 µg/ml	Y=-4.14+9.37X (R <sup>2</sup> =0.90)	9.33	12.88	12.02	7.24	1.29	1.046	8.92	9.76

A: larval exposure time, B: concentrations used, y: probits of mortality rates, X: the decimal logarithm of concentrations and/or times.

**Table 3** *D. maritima* (0.12µg/ml) effects on successful mating rate.

	% mating		
	Successful	aborted	null
♂C × ♀C	100	0	0
♂C × ♀D.m	20	20	60
♂D.m × ♀C	20	25	55
♂D.m × ♀D.m	40	30	30

C: Control; D.m: Treated with *D. maritima* ethanolic extract

**Table 4** Effect of *D. maritima* ethanolic extracts on the different sexual behaviour sequences (Mean±SEM).

	First contact time	First vibration time	First licking time	First attempt time	Mating time
♂C × ♀C	201.150±30.910	211.150±31.177	284.450±33.620	302.500±36.337	485.150±64.382
♂D.m × ♀D.m	136.900±50.275	262.000±86.472	270.550±97.666	307.450±108.753	91.650±31.746
♂C × ♀D.m	296.900±77.392	509.350±98.319	471.550±135.753	245.700±102.638	122.600±68.954
♂D.m × ♀C	229.950±57.129	293.150±64.218	353.250±98.629	156.950±67.466	122.750±62.777
F <sub>obs</sub>	5.811	4.550	9.200	3.925	1.155
P	0.001**	0.006**	<0.0001***	0.012*	0.333
	Contacts number	Vibrations number	Licking number	Attempts number	Mating duration
♂C × ♀C	3.000±0.653	14.050±2.929	3.150±0.499	3.200±0.506	1058.100±93.620
♂D.m × ♀D.m	4.100±1.367	11.150±3.081	4.150±1.418	2.400±1.278	63.000±25.795
♂C × ♀D.m	0.950±0.223	4.700±1.124	1.550±0.478	0.550±0.198	131.600±69.363
♂D.m × ♀C	1.300±0.411	3,400± 1,473	1.000±0.370	0.450±0.223	129.050±69.252
F <sub>obs</sub>	9.136	9.631	10.091	3.975	4.222
P	<0.0001***	<0,0001***	<0.0001***	0.011	0.008**

Mean: Mean; SEM: Standard deviation of the mean; C: Control; D.m: Treated with *D. maritima* ethanolic extract  
 P < 0.05\*: significant; P < 0.01\*\*: highly significant P < 0.001\*\*\*: very highly significant

The follow-up of 20 mated females for different crosses types allowed us to determine the laying choice, fertility, and fecundity of flies after treatment.

The results in Table 5 show that the eggs laid number was low in couples where one of the two partners is treated (about 6 to 9 eggs). This result was subsequently observed in the emerged larvae; the larvae number in these couples was 2.550±0.933 larvae to 4.700±1.659 larvae (Table 5). The eggs

laid number in the control and treated medium was the same for all four crosses types (P ≥ 0.05).

### 3.3 Oviposition Preference Index (OPI)

Couples with a control female and a treated male prefer the control medium with a negative preference index (-0.05) (Figure 2). The results show that there was a repellent effect of *D. maritima* ethanolic extract (Figure 2).

An OPI is zero in control of couples (Figure 2). The treated couples had an OPI of (+0.02) which shows that females of these couples are attractive to the treated medium (Figure 2).

**4. Discussion**

Insect control is entering a new "botanical" phase that provides no-toxic molecules to no-target organisms, biodegradable, less likely to provoke resistance in target species, and appear one of means in better harmony with the environment (Philogene 1991). Natural plant extracts contain a wide variety of secondary metabolites to which various biological and toxicological activities are attributed.

*D. maritima*, commonly known as "squill", is complex but well studied, because of its cardiac glycoside (medicinal) and raticide activity; but relatively little is known about its insecticidal activities (Civelek and Weintraub 2004). Hassid et al (1976) were the first to examine insecticidal properties of *D. maritima* extracts. They showed that *D. maritima* foliage

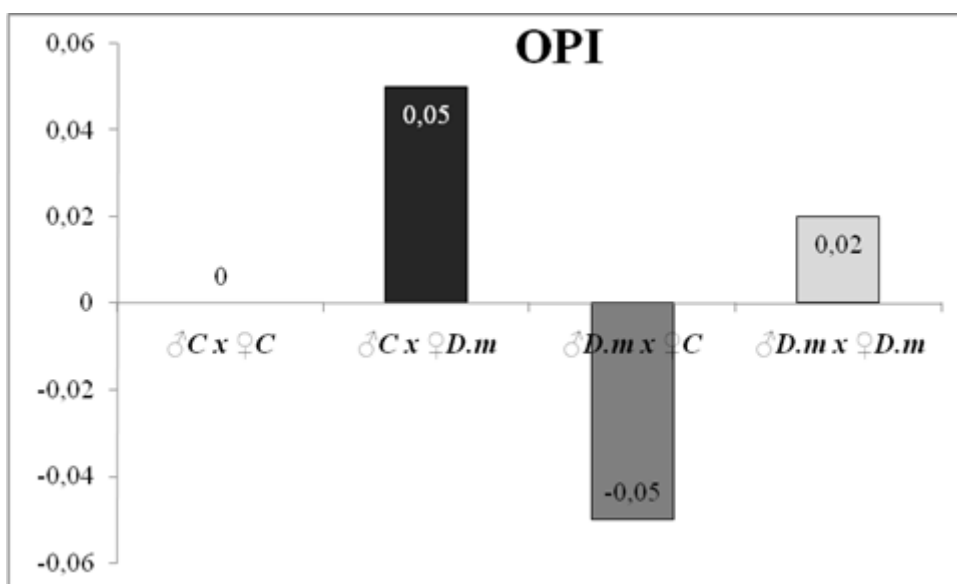
was highly toxic to lepidopterous larvae, such as *Spodoptera littoralis*, and methanol extracts of dried leaves (which contained L-azetidine-2-carboxylic acid AZA), when incorporated into the artificial diet, also caused 100% mortality. Besides, the use of aqueous extracts of pentaploid (n\_50) white bulbs from *D. maritima* and applied these extracts as an insecticide has been used against a tomato pest and has shown treatments reduced the number of larvae to two or fewer per leaf (Civelek and Weintraub 2004).

In this study, we have highlighted the direct and delayed toxicological effects of this Mediterranean plant. The maceration of *D.maritima* bulbs in ethanol allows the recovery of an extract with high insecticidal activity, causing very high mortality rates in the fruit fly. Fly mortality is mainly a function of exposure time. Other studies show that plant extracts can have an intense insecticidal activity on fruit flies, such as the study of Habbachi et al (2013) when using *Peganum harmala* (*Zygophyllaceae*) extracts; this work showed that seed extract caused more mortality compared to *P. harmala* leaves.

**Table 5** Effect of *D. maritima* ethanolic extract on numbers of laid eggs and larvae.

Couples	Laid eggs number in control medium	Laid eggs number in <i>Drimia</i> medium	<i>t</i> <sub>obs</sub>	<i>P</i>	Larvae number in control medium	Larvae Number in <i>Drimia</i> medium	<i>t</i> <sub>obs</sub>	<i>P</i>
♂C × ♀C	19.300±2.812	14.250±1.733	2.721	0.107	14.200±1.607	10.450±1.739	0.195	0.661
♂ <i>D.m</i> × ♀ <i>D.m</i>	21,400±4.300	17.750±3.535	2.217	0.145	2,200±0,991	2,550±0.933	0.127	0.724
♂C × ♀ <i>D.m</i>	6.050±1,327	6.350 ±1,227	0.073	0.789	4,700±1,659	2.700±0.692	4.242	0.046
♂ <i>D.m</i> × ♀C	9.650±1.595	5.850±0.977	4.106	0.050	2,550 ±0,933	2,550 ±0,933	/	1.000

Mean: Mean; SEM: Standard deviation of the mean; C: Control; *D.m*: Treated with *D.maritima* ethanolic extract  
*P* < 0.05\*: significant; *P* < 0.01\*\*: highly significant *P* < 0.001\*\*\*: very highly significant



**Figure 2** Oviposition preference index (OPI) of *D. melanogaster* females to *D. maritima* ethanolic extract (0.12µg/ml).

Also, several studies have highlighted the toxic effect of North African aromatic plants on Diptera such as the effects of *Ricinus communis* and *Tetraclinis articulata* on mosquito larvae *Culex pipiens* (Linné), *Aedes caspius* (Pallas),

*Culiseta longiareolata* (Aitken) and *Anopheles maculipennis* (Meigen). Aouinty et al (2006) and Benhissen et al (2018) were studied the *C. longiareolata* control using *Nicotiana Glauca* plant. Other studies showed that plants in Maghreb

arid areas are the most effective even against the most resistant insects such as locusts (Idrissi Hassani and Hermas 2008; Idrissi et al 1998; Idrissi Hassani 2000; Lebouz 2010; Kemassi and Oued El-Hadj 2014) or domestic cockroaches (Masna et al 2016). A recent study by Badalamenti et al (2020) showed that *Drimia* plant (*Asparagaceae*) has insecticidal activity against adults of *Stegobium paniceum* (*Anobiidae*).

In this study, the treatment showed that *D. maritima* also influences the development of this Diptera since only 80% of the treated larvae reach the adult stage. *D. maritima* causes an acceleration in larvae growth in pupae at the three concentrations chosen; it seems that the larvae do not consume the plant treated food. Deepak et al (2003) have also mentioned that a similar plant is not consumed by either humans or animals due to its toxicity. Hence, the oral administration of *Drimia indica* in any form may be a matter of serious concern, and further toxicity studies are warranted before its use as an oral drug (Aswal et al 2019).

Plants of *Drimia* genus are known for their toxic activity in humans and mammals; in large doses, the plants mainly their bulbs, were emetic and cathartic and could cause cardiac depression (Amasta et al 1986). A classical Ayurvedic text has also revealed that although the plant bulbs control nausea and vomiting, large doses can produce vomiting and should not be used as such without processing (Sankhyadhar et al 2012). The *D. indica* bulbs causes' acute and chronic toxicity with a C-glycosyl flavone and the flavone exhibited a safety profile in toxicity experiments (Bevara et al 2017). According to Verbiscar et al (1986), the active compounds in our plant, *D. maritima*, are L-azetidine-2-carboxylic acid (AZA) (Hegnauer 1970), and the bufadienolides scilliroside, scilla glycoside, and aglycones. Ghorabi and Ghouana (2018) shown that only the bulb contains the main constituents which are cardiotoxic heterosides (scillarenes A and B, scillipicrin, scillin, scillitoxin). Scillarene A and scillarene B are two steroid cardiotoxic heterosides, of the bufadienolide type. The *D. maritima* aqueous extract is composed of phenols 2.3%, tannins 0.66%, and flavonoids 0.1%.

*D. maritima* leaves and bulbs exhibited significant insecticidal activity against several species (Pascual-Villalobos and Fernandez 1999; Pascual-Villalobos 2002; Metin and Burun 2010). Different active compounds with insecticidal properties including L-azetidine-2-carboxylic acid and bufadienolides, scillirosidin and proscillaridin A, have been isolated from this *Drimia* species (Hassid et al 1976; Pascual-Villalobos 2002).

Plants may not kill insects, but they block their reproduction. This effect type was observed in *D. melanogaster* fly after treatment with *P. harmala* (El-Bah et al 2016). The study by Habbachi et al (2019) shows that the aqueous extract of *Cleome arabica* (*Capparidaceae*) causes up to 50% mortality in *Drosophila* but has a significant effect on fly sexual behaviour. The bulbs of our plant act in the same way; a disturbance of the different sequences leading to adult mating is observed after the ingestion of the ethanolic extract of *D. maritima*.

The blockage of sexual parade or mating is especially noticeable when one of the two partners is treated; this may be due to the mutual non-recognition between the two insects especially as the plant acts significantly on the contact sequence in the fly. The contacts role in the mutual partners recognition has been demonstrated in different insect species such as cockroaches (Roth and Willis 1952; Smyth 1963; Farine et al 1993; Gropeaux 1994). One of the control means that works in better harmony with the environment is the use of plant-derived toxicants, some of which are involved in the neuroendocrine regulation, metamorphosis, and reproduction of insects (Philogene 1991; Rembold 1994). The experience of male partner selection was not simply a measure of male preference; successful copulation also requires that the target female be receptive (Somashekar et al 2011).

The sexual behaviour of males and females is influenced by pheromones. The Gr68a gene is expressed in specific neurons in the forelegs of males and is recognized as a receptor for pheromones. Inactivation of the GR68a gene results in reduced courtship performance in males (Bray and Amrein 2003). A second candidate, Gr32a, is also involved in phenomenal recognition (Miyamoto and Amrein 2008). Recently a receptors family has been described (PPKs Flybase gene family). This family constitutes a new class of pheromone receptors (Thistle et al 2012). *D. maritima* intake in the *Tribolium castaneum* diet (Coleoptera; Tenebrionidae) caused a statistically significant larvae growth inhibition and adult fertility reduction.

The eggs laid number per female was reduced if the *Drimia*'s compounds were added to the diet. Again, *Drimia*'s molecules (scillirosidin and proscillaridin A) were more active by completely inhibiting fertility (Pascual-Villalobos 2002). In the third part of the present study, we showed that oviposition site choice in *Drosophila* females (oviposition behaviour) is not modified after treatment; females can also choose the treated culture medium as an oviposition site to ensure their generations development and the "OPI" choice index confirms this result. On the other hand, *D. maritima* extract acts on eggs laid and larvae numbers; the larvae number decreases significantly after treatment, which indicates that *D. maritima* bulbs have blocked fecundity and fertility of *D. melanogaster*. El-Bah's (2016) study indicated the same results as when using the toxic plant *P. harmala*.

## 5. Conclusions

This study indicates that *D. maritima* ethanolic extract has a neurotoxic property, the sublethal concentration (0.12µg/ml) shows that the treated individuals are unable to present a complete nuptial courtship. Chemical analysis of treated and control flies can provide information on any changes in adults nuptial courtship, pheromone secretions, mating duration and various sexual sequences for adults. This work results suggest the presence of toxic secondary metabolites in the extract studied, which may lead to the

development of bioinsecticides based on *D. maritima* to be used in agriculture and sold on the pesticide market.

### Conflict of Interest

The authors declare that they have no conflict of interest.

### Funding

This research did not receive any financial support.

### References

- Aliotta G, De Santo NG, Pollio A, Sepe J, Touwaide A (2004) The diuretic use of Scilla from Dioscorides to the end of the 18th century. *J Nephrol* 17:342-347.
- Amasta, S.P (1986). The Useful Plants of India, 1st ed.; CSIR: New Delhi, India.
- Aouinty B, Oufara S, Mellouki F, Mahari S (2006) Évaluation 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 quatre moustiques culicidés : *Culex pipiens* (Linné), *Aedes caspius* (Pallas), *Culiseta longiareolata* (Aitken) et *Anopheles maculipennis* (Meigen). *Biotechnologie, Agronomie, Société et Environnement* 10:67-71.
- Aswal S, Kumar A, Semwal RB, Chauhan A, Kumar A, Lehmann J, Semwal DK (2019) *Drimia indica*: A Plant Used in Traditional Medicine and Its Potential for Clinical Uses. *Medicina* 55:255.
- Badalamenti N, Rosselli S, Zito P, Bruno M (2020) Phytochemical profile and insecticidal activity of *Drimia pancrati* (*Asparagaceae*) against adults of *Stegobium paniceum* (Anobiidae). *Natural Product Research*. doi:10.1080/14786419.2020.1729154.
- Badiaga M (2011) Étude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de *Nauclea latifolia* (Smith). Une plante médicinale africaine récoltée au Mali. Thèse de Doctorat, Université de Bamako 137p.
- Becher PG, Flick G, Rozpędowska E, Schmidt A, Hagman A, Lebreton S et al (2012) Yeast, not fruit volatiles mediate *Drosophila melanogaster* attraction, oviposition and development. *Functional Ecology* 26:822-828.
- Benhissen S, Rebbas K, Habbachi W, Masna F (2018) Bioactivity of *Nicotiana glauca* Graham (Solanaceae) and its toxic effects on *Culiseta longiareolata* (Diptera; Culicidae). *International Journal of Research in Ayurveda and Pharmacy* 9:123-126.
- Bevara GB, Kumar AND, Koteswaramma KL, Badana AK, Kumari S, Yarla NS, Malla RR (2017) C-glycosyl flavone from *Urginea indica* inhibits growth and dissemination of Ehrlich ascites carcinoma cells in mice. *Anti-Cancer Agents in Medicinal Chemistry* 17:1256-1266.
- Bray S, Amrein H (2003) A putative *Drosophila* pheromone receptor expressed in male-specific taste neurons is required for efficient courtship. *Neuron* 39:1019-1029.
- Chardonnet F (2013) Rôle du gène *foraging* dans l'évolution du comportement alimentaire de noctuelles foreuses de céréales. Doctoral thesis in Biology of organisms, Pierre and Marie Curie University of Gif-sur-Yvette, France, 245 pp.
- Civelek HS, Weintraub PG (2004) Effects of Two Plant Extracts on Larval *Leafminer Liriomyza trifolii* (Diptera: Agromyzidae) in Tomatoes. *Journal of Economic Entomology* 97:1581-1586.
- Clynen E, Ciudad L, Bellés X, Piulachs MD, (2011) Conservation of fruitless' role as master regulator of male courtship behaviour from cockroaches to flies. *Development Genes and Evolution* 221:43-48.
- Corby-Harris V, Pontaroli AC, Shinkets LJ, Bennetzen JL, Habel KE, Promislow DEL (2007) Geographical Distribution and Diversity of Bacteria Associated with Natural Populations of *Drosophila melanogaster*. *Applied and Environmental Microbiology* 73:3470-3479.
- Deepak AV, Thippeswamy G, Shivakameshwari MN, Salimath BP (2003) Isolation and characterization of a 29-kDa glycoprotein with antifungal activity from bulbs of *Urginea indica*. *Biochemical and Biophysical Research Communications* 311:735-742.
- Dickson BJ (2008) Wired for Sex: The Neurobiology of *Drosophila* Mating Decisions. *Science* 322: 04-909.
- Dobignard A, Chatelain C (2013) Index synonymique de la flore d'Afrique du Nord (vol.4) ÉDITIONS DES CONSERVATOIRE ET JARDIN BOTANIQUE GENÈVE, p 465.
- Dua VK, Pandey AC, Dash AP (2010) Adulticidal activity of essential oil of *Lantana camara* leaves against mosquitoes. *Indian Journal of Medical Research* 131:434-439.
- El-Bah D, Habbachi W, Ouakid ML, Tahraoui A (2016) Sublethal effects of *Peganum harmala* (*Zygophyllaceae*) on sexual behavior and oviposition in fruit fly *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *Journal of Entomology and Zoology Studies* 4:638-642.
- Farine JP, Le Quéré JL, Duffy J, Sémon E, Brossut R (1993) 4-Hydroxy 5-methyl-3-(2H)-furanone and 4-hydroxy-2, 5-dimethyl- 3-(2H)-furanone, two components of the male sex pheromone of *Eurycotis floridana* (Blattidae). *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry* 57:2026-2030.
- Finney DJ (1971) Probits analysis. 3rd. Ed, Cambridge University Press. London.
- Gahreman A (1997) Flora of Iran, Vol 4. Tehran: research institute of forests and rangelands p.496.
- Ghorabi A, Ghouana M (2018) Etude de l'activité antioxydante de l'extrait aqueux de deux plantes : *Salvia officinalis* et *Drimia maritima*. Mémoire, Université des Frères Mentouri Constantine 1 Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie.
- Greenspan RJ, Ferveur JF (2000) Courtship in *Drosophila*. *Annual Review of Genetics* 3:205-232.
- Ghosh A, Chowdhury N, and Chandra G (2012) Plant extracts as potential mosquito larvicides. *Indian Journal of Medical Research* 135 581-598.
- Gropeaux JC (1994) Comportement sexuel de *Diploptera punctata* (Diptera, Blaberidae) Approche éthologique. Mémoire de diplôme d'études approfondies de Biologie, Université Paris XIII. 18 pp.
- Habbachi W, Benhissen S, Ouakid ML, Farine JP (2013) Effets biologiques d'extraits aqueux de *Peganum harmala* (L.) (*Zygophyllaceae*) sur la mortalité et le développement larvaire de *Drosophila melanogaster* (Diptera - Drosophilidae). *Algerian Journal of Arid Environment* 3 (1) : 82-88.
- Habbachi S, Amri N ; Benhissen S, Habbachi W, Rebbas K, Tahraoui A (2019) effets toxiques des extraits aqueux du *Cleome arabica* L. (*Capparidaceae*) sur la mortalité et le comportement sexuel de *Drosophila melanogaster* (diptera :drosophilidae). *Journal of Animal Behaviour and Biometeorology* 7:137-143.
- Hammiche V, Merad R, Azzouz M (2013) Plantes toxiques à usage médicinal du pourtour méditerranéen, p 227-231.
- Hammiche V, Gueyouche R (1988) Plantes médicinales et thérapeutiques, 1ère partie Les plantes médicinales dans la vie moderne et leur situation en Algérie, Annales de l'INA El Harrach, Alger, 12:419-433.
- Hassid, E, Appelbaum SW, Birk Y (1976) Azetidine- 2-carboxylic acid: a naturally occurring inhibitor of *Spodoptera littoralis* (Boisd.) (Lepidoptera: Noctuidae). *Phytoparasitica* 4:173-183.
- Hegnauer R (1970) Cardenolide and bufadienolide (cardadienolide) Spread and systematic importance. *Planta Med.* 19:138-153.
- Idrissi Hassani LM, Ould Ahmedou ML, Chihrane J, Bouaichi A (1998) Effets d'une alimentation en *Peganum harmala* (*Zygophyllaceae*) sur la survie et le développement ovarien du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* Forskål (Orthoptera, Acrididae). *Ethnopharmacologia* 23:26-41.
- Idrissi Hassani LM, Hermas J (2008) Effets de l'alimentation en *Peganum harmala* L. (*Zygophyllaceae*) sur le tube digestif du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* Forsk. (Orthoptera, Acrididae). *Zoologica Baetica* 19:71-84.
- Idrissi Hassani LM (2000) Contribution à l'étude phytochimique du harmel *Peganum harmala* L. (*Zygophyllaceae*) et étude de ses effets sur la reproduction et le développement du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* Forsk. Doctoral thesis, University of Ibn Zohr, Agadir (Morocco). 214p.
- Isman MB (2019) Botanical insecticides in the twenty-first century – fulfilling their promise? *Annu Rev Entomol* 65:111-117
- Jolivet P (1980) Les insectes et l'homme. PUF, collect. Que sais-je? 128pp.

- Joly D, (2006) La drosophile : Un insecte au service de la science. Insectes, 128:25-29.
- Joly A (2010) intoxication digitale non medicamenteuse : un risque non négligeable. Doctoral thesis in medicine, université henri poincaré nancy 1, 128pp.
- Sukumar K, Perich MJ, Boobar LR (1991) Botanical derivatives in mosquito control: a review. Journal of American Mosquito Control Association 72:210-237.
- Kemassi A, Bouziane N, Boual Z, Ould El Hadj MD (2014) Activité biologique des huiles essentielles de *Peganum harmala* L. (*Zygophyllaceae*) et de *Cleome arabica* L. (*Capparidaceae*) sur *Schistocerca gregaria* (Forskål 1775). Phytotérapie 12:348-353.
- Klopper J, Harrison M, Brewer J (1979) The association of *Erwinia carotovora* var. *atroseptica* and *Erwinia carotovora* var. *carotovora* with insects in Colorado. American Journal of Potato Research 56:351-361.
- Lebouz I (2010) Activité biologique des extraits foliaires de *Cleome arabica* L. (*Capparidaceae*) chez *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Orthoptera, Acrididae). Mémoire Magistère, Université de Biskra, 165p.
- Masna F (2016) Inventaire de la faune Blattoptère urbaine et forestière dans la région aride de Laghouat. Caractérisation des principales espèces nuisibles et essais de lutte. Doctoral thesis. University of Annaba (Algeria). 153p.
- Meigen JW (1830) Systematische Beschreibung der bekannteneuropäischen zweiflügeligen Insekten. 6. Hamm.
- Metin M, Burun B (2010) Effects of the High Doses of *Urginea maritima* (L.) Baker Extract on Chromosomes. Caryologia 63:367-375.
- Miyamoto T, Amrein H (2008) Suppression of male courtship by a *Drosophila* pheromone receptor. Nat. neurosci 11:874.6.
- Nadarasah G, Stavrinides J (2011) Insects as alternative hosts for phytopathogenic bacteria. FEMS. Microbiol 35:555-575.
- Pascual-Villalobos MJ, Fernandez M (1999) Insecticidal activity of ethanolic extracts of *Urginea maritima* (L.) Baker bulbs. Indust. Crops Prod 10:115-120.
- Pascual-Villalobos MJ (2002) Anti-insect activity of bufadienolides from *Urginea maritima*. Janick and A. Whipkey p.564-566.
- Philogène BJR (1991) L'utilisation des produits naturels dans la lutte contre les insectes : problèmes et perspectives La lutte anti-acridienne Ed AUPELF-UREF, John Libbey Eurotext, Paris 269-278.
- Quezel P (1978) Peuplement végétal des hautes montagnes de l'Afrique du nord. Encyclopédie biogéographique et écologique. Ed, Paul Lechevalier, Paris, 463p.
- Rembold H (1994) Controlling locusts with plant chemicals. New Trends in Locust Control (eds. S. Krall, H. Wilps), GTZ, Eschborn, TZ-Verlagsgesellschaft Rossdorf, 41-49.
- Revadi S, Lebreton S, Witzgall P, Anfora G, Dekker T, Becher PG (2015) Sexual Behavior of *Drosophila suzukii*. Insects 6:183-196.
- Roth LM, Willis R (1952) A study of cockroach behaviour. The American Midland Naturalist 47:66-129.
- Sankhyadhar SC (2012) Shri Narhari Pandit's Raj Nighantu: Chaukhamba Orientalia: Varanasi, India, 310p.
- Smyth TJ (1963) Mating behavior of the Madeira cockroach. In: 35th Animal meeting eastern branch, Entomology Society of America.
- Sokolowski M.B., 2001. *Drosophila*: genetics meets behavior. Nat. Rev. Gene 2:879-890.
- Somashekar K, Krishna MS, Hegde SN, Jayaramu SC (2011) Effects of age on female reproductive success in *Drosophila bipectinata*. Journal of Insect Science 11:1536-2442.
- Stannard J (1974) Squill in ancient and medieval material, with special reference to its employment for dropsy. J Urban Health 50:684-713.
- Stoll A (1954) Sur les substances cardiotoniques de la scille maritime (*Scillamaritima* L): Cardiotonic Substances of scillamaritima. Experientia 10:282-297.
- Subramaniam J, Kovendan K, Mahesh Kumar P, Murugan K, Walton W (2012) Mosquito larvicidal activity of *Aloe vera* (Family: *Liliaceae*) leaf extract and *Bacillus sphaericus*, against Chikungunya vector, *Aedes aegypti*. Saudi Journal of Biological Sciences 19:503-509.
- Terhaz S (2003) Caractérisation de deux neuropeptides chez *Drosophila melanogaster*: laleucokinine et l'IFamide. Doctoral thesis in Neurosciences and Neuropharmacology, University of Bordeaux I, France, 211p.
- Thistle R, Cameron P, Ghorayshi A, Dennison L, Scott K (2012) *Contact Chemoreceptors* Mediate Male-Male Repulsion and Male-Female Attraction during *Drosophila* Courtship. Cell 149:1140-1151.
- Verbiscar AJ, Patel J, Banigan TF, Schatz RA (1986) Scilliroside and other scilla compounds in red squill. Journal of Agricultural and Food Chemistry 34:973-979.
- Zargari A (1996) Medicinal plants. Vol 3. Tehran: Tehran University Publications, pp 513-514.



République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université Ahmed Draia - Adrar  
Laboratoire des Ressources Naturelles Sahariennes



## ATTESTATION DE PARTICIPATION

Le Directeur du Laboratoire des Ressources Naturelles Sahariennes atteste que :

**SAADENE Fatma Zohra**

a présenté une Communication Orale intitulée : « Evaluation des effets des composés bioactives de l'extrait éthanolique de *Ramalina farinacea* (Ramalinaceae) sur le comportement alimentaire de *Drosophila melanogaster* (Diptera, Drosophilidae) » lors du Webinaire Premier Séminaire National sur la Valorisation des Bio-ressources et Environnement SNVBE'2021, tenu le 07 et 08 Avril 2021 à l'Université Ahmed Draia – Adrar.

Co-auteurs : N. Boubalta, S. Habbachi, A. Bouzar, W. Habbachi, A. Slimani, A. Tahraoui.

Président du comité scientifique



Dr. BOULAL Ahmed

Directeur du Laboratoire « LRNS »



أ. د. إيدو القادي  
مدير المختبر



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE

SCIENTIFIQUE

جامعة سعد دحلب البليدة 1

Université Saad Dahlab BLIDA 1

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie



# Attestation de Participation

La présidente du 1er Séminaire International *PERTURBATEURS ENDOCRINIENS ENVIRONNEMENT & REPRODUCTION (PEER 2021)* tenu du 07 au 08 juillet 2021 à l'université Blida 1 atteste que

Mr / Mme: SAADANE Fatma Zohra

a participé activement au séminaire et a présenté une **communication E-POSTER** Intitulée:

«Impacts Des Extraits Aqueux Du Lichen Ramalina farinacea (Ramalinaceae) Sur Le Comportement Sexuel De Drosophila melanogaster (Diptera : Drosophilidae)»

Co-auteurs: BOUBLATA Nour El-Imen , HABBACHI Sarra , HABBACHI Wafa , SLIMANI Abderachid , BOUZAR Abir, TAHRAOUI Abdelkrim

Le Doyen de la Faculté des sciences de la

Nature et de la Vie  
Prof. *MERZALG Smain.*

présidente du Séminaire  
Dr. *KHALDOUN Hassina.*  
Présidente  
Peer-2021  
Peer 2021



# Certificat de Participation

Ce certificat est attribué à

**SAADANE Fatma Zohra**

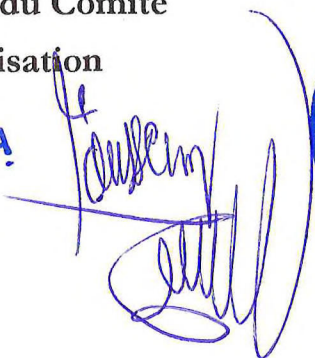
Pour avoir participé(e) aux Journées Nationales de l'Agro-Eco-Biotechnologie (JNAEB 2021), Organisé par le Laboratoire de Biotechnologie des Productions Végétales (LBPV), Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie (Blida 1), le 15 et 16 Octobre 2021 avec une communication par Affiche intitulée:

**impact Des Extraits Aqueux Du Lichen Lobaria pulmonaria ( Lobariaceae ) Sur Le Choix Du Site De Ponte (Oviposition) Chez Les Femelles De Drosophila melanogaster (Diptera: Drosophilidae)**

Auteurs : SAADANE Fatma Zohra ; BOUBALTA Nour El- Imen ; HABBACHI Sarra ; BOUZAR Abir ; HABBACHI Wafa ; SLIMANI Abderachid ; TAHRAOUI Abdelkrim

Le Président du Comité  
d'Organisation

**Dr. Hoceme DEGAICHIA**  
Président du Comité  
d'Organisation  
\* JNAEB 2021 \*



03 NOV. 2021

Le Directeur du Laboratoire de  
recherche



DIRECTEUR DU LABORATOIRE  
DES BIOTECHNOLOGIES DES  
PRODUCTIONS VÉGÉTALES

**Pr. SNOUSSI Sid-Ahmed**



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE  
UNIVERSITE SAAD DAHLAB BLIDA 1  
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE  
LABORATOIRE DE RECHERCHE EN BIOTECHNOLOGIE, ENVIRONNEMENT ET SANTE (LBES)  
DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES



# Attestation De Participation

## Séminaire National : Ressources végétales, Produits Naturels et Santé (RVPNS2021)

*Le comité scientifique du séminaire national Virtuel des RVPNS 2021 atteste que :*

*Dr SAADANE Fatma Zohra ; BOUBALTA Nour El- Imen 2 ; HABBACHI Sarra 1 ; HABBACHI Wafa 1 ; SLIMANI Abderachid 3 ; BOUZAR Abir 1 ; TAHRAOUI Abdelkrim*

*A participé avec une Communication Affichée intitulée*

**« L'impacts Des Extraits Aqueux Du Lichen Ramalina farinacea (Ramalinaceae) Sur Le Choix Du Site De Ponte (Oviposition) Chez Les Femelles De Drosophila melanogaster (Diptera: Drosophilidae) »**

*Qui s'est tenu en ligne sous forme de Webinaires « visioconférences », le 9,10,11 juin 2021.*



La Présidente du séminaire RVPNS2021

**Dr. Cherif Hamida Saïda**  
**Présidente**  
**RVPNS 2021**



République algérienne démocratique  
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique  
Université M'Hamed Bougara de Boumerdès  
Laboratoire de Bioinformatique, Microbiologie  
Appliquée et Biomolécules



# Certificat



Ce certificat est présenté à:

**SAADANE FATMA ZOHRA**

pour avoir participé au *Séminaire National sur le Traitement de la Biocorrosion par les Biotechnologies et la Chimie Verte (SNTBtCV)* qui s'est tenu en ligne le 15 septembre 2021.

A participé avec une communication orale intitulée :

**LES EFFETS TOXIQUES DES MOLECULES BIOACTIVES ISSUES DE L'EXTRACTION DE *DRIMIA MARITIMA* (*ASPARAGACEAE*) EFFETS SUR LA MORTALITE ET LE DEVELOPPEMENT DE *DROSOPHILA MELANOGASTER* (*DIPTERA ; DROSOPHILIDAE*).**

Co-auteurs: Boublata Nour El Imene; Habbachi Sarra; Hedjouli Zakaria ; Habbachi Wafa ; Slimani Abderachid ; Tahraoui Abdelkrim

Présidente du SNTBtCV  
  
Pr. KEBBOUCHE-GANA S.  
Présidente  
SNTBtCV



Organisation  
des Nations Unies  
pour l'éducation,  
la science et la culture  
منظمة الأمم المتحدة  
للثقافة والتعليم والتربية



Commission nationale  
algérienne  
pour l'éducation,  
la science et la culture  
الجنة الوطنية الجزائرية  
للثربية والثقافة والعلم



## ATTESTATION DE PARTICIPATION

Le président de la 1<sup>ère</sup> Journée d'Etude Virtuelle Sur : « *L' Economie Circulaire et sa Contribution à l' Entreprenariat Vert pour Atteindre d' ici 2030 les Objectifs de Développement Durable* », organisée le **21 Novembre 2021**, par La Chaire ALECSO / Université de Boumerdès ) (Economie Circulaire et Développement Durable) **En collaboration avec** l'Agence Nationale de Valorisation des résultats de la Recherche et du Développement Technologique (ANVREDET), Incubateur de l'université de Boumerdès, Laboratoire de Recherche en Technologie Alimentaire / Université de Boumerdès (LRTA), Centre de Recherche en Environnement Annaba (CRE), Le Conservatoire National des Formations à l'Environnement (CNFE) et L'association Nationale d'Eco-Conception ; d'Analyse du Cycle de vie et de Développement Durable (ANEADD) « Membre des Réseaux des Clubs UNESCO et Chaire ALECSO», atteste que :

**M<sup>me</sup> : SAADANE Fatma Zohra**

A présenté une communication affichée intitulée : **Valorisation des effets des extraits aqueux des deux lichens *Lobaria pulmonaria* et *Ramalina farinacea* sur le développement des mouches de vinaigre *Drosophila melanogaster* (Diptera ; Drosophilidae) .**

**Co-auteurs** : HABBACHI Sarra; BOUBLATA Nour El- Imen; HEDJOULI Zakaria; HABBACHI Wafa; SLIMANI Abderachid; BOUZAR Abir; TAHRAOUI Abdelkrim .

أ.د. لوهاب كريم  
مدير كرسي ألكسو  
الإقتصاد التدويري والتنمية



Directeur de la chaire ALECSO  
Professeur LOUHAB Krim

1<sup>er</sup> Séminaire en Ligne sur les Produits Bioactifs et Valorisation de la Biomasse, SNPBV-1  
Les 16 et 17 Novembre 2021

## Attestation de participation

Le comité d'organisation du SNPBV-1, atteste que :

**SAADANE Fatma Zohra**

a présenté une communication par affiche intitulée :

**L'impact des extraits aqueux du lichen *Lobaria pulmonaria* (*Lobariaceae*) sur le comportement sexuel de *Drosophila melanogaster* (*Diptera ; Drosophilidae*)**

**Co-auteur(s): BOUBLATA Nour El- Imen; HABBACHI Sarra; HABBACHI Wafa;  
SLIMANI Abderachid; BOUZAR Abir et TAHRAOUI Abdelkrim**

Président du SNPBV-1  
**Dr Boukhechem Mohammed Salah**

مدير المركبات الفعالة حيويًا  
وتثمين الأجسام الحية  
الأستاذ: بوخشم محمد

Présidente du Comité d'organisation  
**Dr Boudries Nadia**





Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf-Mila



Institut des Sciences et Technologies, Département des Sciences de la Nature et de la Vie  
Laboratoire des Sciences et Matériaux

le Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf-Mila a l'honneur d'organiser un  
**Séminaire National sur Les Applications Biotechnologiques en Agriculture, 2021**

### ATTESTATION DE PARTICIPATION

La présidente du Séminaire National sur les Applications Biotechnologiques en Agriculture,

2021 Atteste que: Melle/Mme/Mr: **SAADANE Fatma Zohra**

A présenté une communication orale

Intitulée: L'effet des extraits aqueux du lichen *Lobaria pulmonaria* (Lobariaceae) sur la mortalité des larves de *Drosophila melanogaster* (Diptera ; Drosophilidae)

Co-auteurs: BOUBLATA Nour El- Imen; HABBACHI Sarra; HABBACHI Wafa; SLIMANI  
Abderachid; BOUZAR Abir; TAHRAOUI Abdelkrim.

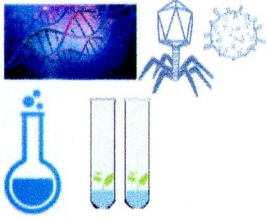
Directeur de l'institut

La présidente du Séminaire



Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf-Mila  
Institut des Sciences et Technologie  
Département des Sciences de la Nature et de la Vie  
Présidente du Séminaire  
**Dr. BOUSMID Ahlem**

C. U. Mila, LE 10 Novembre 2021



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire  
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université Mohamed Boudiaf de M'Sila  
Faculté des Sciences  
Département des Sciences de la Nature et de la Vie



**1<sup>er</sup> Séminaire National :**  
**L'Apport des Biotechnologies sur la Protection de  
l'Environnement**

**Le 15-16 décembre 2019 à M'sila**

**ATTESTATION DE PARTICIPATION**

Le comité scientifique du Séminaire atteste que :

Melle/Mme/Mr : **SAADANE FATMA ZOHRA**

A présenté **une communication affichée**

Intitulée: **Étude d'effets toxiques d'extrait aqueux de la plante supérieure *Drimia maritima* (Asparagaceae) sur la mortalité de *Drosophila melanogaster* (DIPTERA ; DROSOPHILIDAE)**

Co Auteurs : HABBACHI SARRA, BOUBLATA NOUR EL IMENE, HABBACHI Wafa, SLIMANI ABDERACHID, TAHRAOUI ABDELKRIM

Le Président du Séminaire

Dr. Mouloud GHADBANE

Univ M. B. M'Sila  
Faculté des Sciences / SNV  
SNABPE 15-16.12.2019

Le Doyen de la Faculté des Sciences

Pr. Ettayib BENSACI





الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية  
République Algérienne Démocratique et Populaire  
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université Mohamed Boudiaf de M'sila  
Faculté des Sciences



Département des Sciences de la Nature et de la Vie  
Laboratoire de la biodiversité et techniques biotechnologiques de la valorisation  
des ressources végétales (BTB-VRV)

**International Seminar on Biodiversity, Valorization and  
Conservation of Urban and Forest Ecosystems:  
(In support of sustainable development)**  
28.29-.04.2021

**ATTESTATION DE PARTICIPATION**

Le comité scientifique du Séminaire atteste que :  
Melle/Mme/Mr : SAADANE Fatma Zohra  
A présenté une **Communication affichée**

Intitulée : **Valorisation des extraits ethanologique de *Drimia maritima* sur le comportement d'oviposition (choix de ponte)  
des mouches de vinaigre *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae)**

Co-auteurs : HABBACHI Sarra ; BOUBALTA Nour El- Imen ; BOUZAR Abir ; HABBACHI Wafa ; SLIMANI Abderachid ; TAHRAOUI Abdelkrim

Le Président du Séminaire  
Dr. Rabah BOUNAR

Univ. M. B. M'Sila  
Faculté des Sciences / SNV  
28.29-.04.2021

Le Doyen de la Faculté des Sciences  
Pr. Ettayib BENSACI



Réf. SBS-017

**SEMINAIRE NATIONAL 'webinaire'**  
**Bio-ressources: Nutrition, Santé et Environnement - 17 et 18 Mai 2021**

## ATTESTATION DE PARTICIPATION

Le comité scientifique du séminaire atteste que

Melle/Mme/Mr : SAADANE FATMA ZOHRA

A présenté une communication : **Orale**

Intitulée : **Toxicité des molécules secondaires extraites de la plante Drimia maritima (Asparagaceae) sur la mortalité de Drosophila melanogaster (Diptera ; Drosophilidae)**

Co-auteurs : Habbachi, S. Boublata, N.E.I; Bouzar, A. Habbachi, W. Slimani, A.R. and Tahraoui, A.K.

Le Président du Séminaire

Dr. Noui HENDEL



Le Doyen de la Faculté des Sciences

Pr. Ettayib BENSACI





REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE  
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE



Université Djillali Liabes  
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
Sidi Bel Abbès

*Laboratoire de Biodiversité Végétale : Conservation et Valorisation*

*La première Journée Scientifique Nationale sur la Conservation et la Valorisation de la Biodiversité Végétale de l'Algérie. (En webinaire, via Google meet, le 10 Novembre 2021).*

*Attestation de Participation*

Le directeur du laboratoire de recherche de Biodiversité Végétale : Conservation et Valorisation, et président de la première journée scientifique nationale sur la conservation et la valorisation de la biodiversité végétale de l'Algérie (JSNCVBV 2021), atteste que Melle/Mme/Mr : **SAADANE Fatma Zohra** a présenté (e) une communication affichée intitulée : **VALORISATION DES EXTRAITS ETHANOLIQUE DU LICHEN LOBARIA PULMONARIA (LOBARIACEAE) SUR LE COMPORTEMENT ALIMENTAIRE DE DROSOPHILA MELANOGSTER (DIPTERA ; DROSOPHILID).**

**Co-auteurs** : BOUBLATA Nour El- Imen, HABBACHI Sarra, HABBACHI Wafa, SLIMANI Abderachid, BOUZAR Abir et TAHRAOUI Abdelkrim.

Présidente du comité scientifique  
**Dr. BENDIMERED-MOURI Fatima Zohra**

**Dr. MOURI F.Z**  
Ep. BENDIMERED  
U.D.L - Sidi Bel Abbès

Directeur du laboratoire et président de la journée scientifique  
**Pr. CHERIFI Kouider**

**Pr. CHERIFI K.**  
UDL - Sidi Bel Abbès

Directeur du laboratoire de recherche  
Biodiversité végétale:  
Conservation et valorisation

<b>Association Tunisienne des Sciences Biologiques</b>	<b>الجمعية التونسية للعلوم البيولوجية</b> 	<b>Tunisian Association of Biological Sciences</b>
<ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Membre de l'IUBMB</li> <li>▪ Membre de la FASBMB</li> <li>▪ Membre de l'IUSB</li> <li>▪ Membre de la FEBS</li> </ul>		<ul style="list-style-type: none"> <li>▪ Member of the IUBMB</li> <li>▪ Member of the FASBMB</li> <li>▪ Member of the IUSB</li> <li>▪ Member of the FEBS</li> </ul>

## CERTIFICATE OF ATTENDANCE

**This is to certify that**

Name : SAADANE

Surname : Fatma zahra

**Participated and presented the communication:**


Entitled : Toxicité des molécules secondaires extraites du lichen pulmonaire Lobaria pulmonaria (Lobariaceae) sur la mortalité de Drosophila melanogaster dptera, Dosophilidae

Authors : Saadane fatma zahra, Habbachi wafa, Slimani abderachid, Tahraoui abdelkrim

Type : Poster

at the 30th international congress of the Tunisian Society of Biological Sciences (ATSB) held in Sousse, Tunisia on 25-28 march 2019.

ATSB Congress Organization Board  
The secretary general

Dr. Manel Ben M'hadheb  
  
**Association Tunisienne  
des Sciences Biologiques**  
**الجمعية التونسية للعلوم البيولوجية**

Association Tunisienne  
de Biotechnologie et  
Valorisation des Bio-Ressources

Tunisian Association  
of Biotechnology  
and Bio-Resources Valorization

# ATTESTATION DE PARTICIPATION

Le Président de l'AT-BVBR, atteste que

**FATMA ZOHRA SAADANE**

a présenté au VIIème congrès international de Biotechnologie et Valorisation des Bio-Ressources, organisé par l'AT-BVBR du 20 au 23 Mars 2019 à Tabarka -Tunisie, une communication par affiche intitulée:

**EFFETS TOXIQUES D'EXTRAIT ETHANOLIQUE DE LA PLANTE INFÉRIEURE *Lobaria pulmonaria* (LOBARIACEAE) SUR LA MORTALITÉ DE *Drosophila melanogaster* (DIPTERA ; DROSOPHILIDAE)**

SAADANE Fatma Zohra, HABBACHI Wafa, SLIMANI Abderachid, TAHRAOUI Abdelkrim



Président de l'AT-BVBR  
Prof. Mohamed Lamiel MARZOUKI





# Attestation de Communication

Le président du premier congrès national sur

## Valorisation des Substances et Matériaux Naturels

organisé par l'équipe MeTox-Toxicomed, Université de Tlemcen du 05 au 06 juin 2021, atteste que :

**SAADENE Fatma Zohra**

A présenté une Communication Affichée intitulée: **Valorisation des effets de la plante medicinale *Drimia maritima* (Asparagaceae) sur le développement des mouches de vinaigre *Drosophila melanogster* (Diptera ; Drosophilidae)**

**Co-auteurs:** BOUBALTA Nour El- Imen ; HABBACHI Sarra ; HABBACHI Wafa ; SLIMANI Abderachid ; BOUZAR Abir ; TAHRAOUI Abdelkrim

Le Président

  
SELKA Mohammed Adil  
Maître de Conférence A  
En Pharmacognosie

1<sup>er</sup> congrès national du  
Laboratoire de Recherche  
Toxicomed équipe MeTox

Délivrée le : 06/06/2021



République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université Abou Bekr Belkaid – Tlemcen

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et de l'Univers



LABORATOIRE DE RECHERCHE : VALORISATION DES ACTIONS DE L'HOMME  
POUR LA PROTECTION DE L'ENVIRONNEMENT ET APPLICATION EN SANTÉ PUBLIQUE

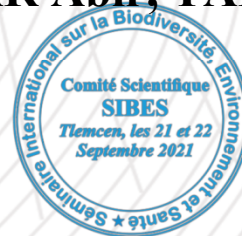
## ATTESTATION DE PARTICIPATION

Le Comité Scientifique du Séminaire International sur la Biodiversité, Environnement et Santé  
organisé, les 21 et 22 Septembre 2021

Atteste que : **SAADANE Fatma Zohra**, a présenté une communication orale intitulée :

« **L'impact des extraits aqueux d'une plante inférieure *Lobaria pulmonaria* (Lobariaceae)  
sur le comportement d'oviposition chez les femelles de *Drosophila melanogaster*  
(Diptera: Drosophilidae) »**

Co-auteurs: **HABBACHI Sarra, BOUBALTA Nour El- Imen, HABBACHI Wafa,  
SLIMANI Abderachid, BOUZAR Abir, TAHRAOUI Abdelkrim**



Le Président du Comité Scientifique  
Dr. BOUCHIKHI TANI Zoheir

  
Dr. BOUCHIKHI TANI Zoheir  
Faculté SNV - STU  
Univ. Tlemcen



The Faculty of Sciences of Nature and Life,  
Earth Sciences and Universe



1<sup>ère</sup> Web conférence nationale sur la gestion des écosystèmes naturels face aux  
Changements globaux: A l'occasion de la COP26 à Glasgow (UK) - The 26th session of the Conference of the Parties  
Organisé à Tlemcen le 11 Novembre 2021

**ATTESTATION DE PARTICIPATION**

Le président du séminaire CENGEN1 2021 certifie que :

Mme, Melle, M<sup>r</sup> : SAADANE Fatma Zohra

A présenté une communication orale intitulée :

« Valorisation des extraits ethanologique du lichen *Lobaria pulmonaria* (Lobariaceae) sur le Comportement d'oviposition des femelles de *Drosophila melanogster* (Diptera ; Drosophilidae)»

**Co-auteurs** : HABBACHI Sarra; BOUBLATA Nour El- Imen; HABBACHI Wafa; SLIMANI Abderachid ; BOUZAR Abir et TAHRAOUI Abdelkrim

Président du séminaire

Président du comité Scientifique

Directeur du laboratoire

1<sup>ère</sup> Web conférence nationale sur  
la gestion des écosystèmes naturels  
face aux changements globaux  
CENGEN' 2021

Pr. HASNAOUI Okkacha  
Université D'Ahmed Moulay - Saïda

Pr. MERZOUK Abdessamad  
ENSEIGNANT CHERCHEUR  
UNIVERSITÉ DE TLEMCCEN  
abdessamadmerzouk@mail.univ-tlemcen.dz  
lecgen2014@gmail.com  
Tél. 0771 65 52 86

Ecology and Management  
Laboratory of Natural Ecosystems  
Laboratoire d'Ecologie et Gestion  
des Ecosystèmes Naturels  
مخبر علم البيئة و تسيير النظم البيئية الطبيعية  
https://egen.univ-tlemcen.dz  
MESRS - DGRSDT - ATRSNV



République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Université de Tlemcen  
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la Terre et de l'Univers



**Laboratoire de Physiologie, Physiopathologie et Biochimie de la Nutrition (PPABIONUT)**

**Webinaire National sur**

**« Valorisation des matières résiduelles du secteur agro-alimentaire »**

**Samedi 26 Juin 2021**

## ATTESTATION DE COMMUNICATION

LA PRÉSIDENTE DU COMITÉ SCIENTIFIQUE ATTESTE QUE LA COMMUNICATION AFFICHÉE :

**Intitulée : Valorisation des extraits éthanolique d'une plante supérieure *Drimia maritima* (Asparagaceae) sur le comportement alimentaire des mouches de vinaigre *Drosophila melanogaster* (Diptera ; drosophilidae)**

A été présentée par: **SAADANE Fatma Zohra**

Co-auteurs: **HABBACHI S, BOUBALTA NEI<sup>2</sup>, HEDJOULI Z, HABBACHI W, SLIMANI AR, TAHRAOUI AK<sup>1</sup>**

LA DOYENNE

**Pr Mokhtari Nassima**



LA PRÉSIDENTE DU COMITE SCIENTIFIQUE

**MERZOUK H**