

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

MOKHTAR BADJI UNIVERSITÉ - ANNABA

جامعة باجي مختار – عنابة



FACULTÉ DES SCIENCES
DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE
LABORATOIRE DE NEUROENDOCRINOLOGIE APPLIQUÉE

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

Domaine : SCIENCE DE LA NATURE ET DE LA VIE

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Comportement et Adaptation

Intitulé

Perturbation des comportements vitaux de *Drosophila melanogaster* (Diptera ; Drosophilidae) par l'utilisation des extraits des plantes.

Présentée par : M^{me} RAHAT Makarem

-Directrice de thèse : Pr. HABBACHI Wafa Univ. Annaba

-Co-directrice de thèse : Dr. SAMAI Ibtissem Univ. Annaba

Devant un jury composé de :

- Pr. BAIRI Abdelmadjid Président Univ. Annaba

- Dr. BENHISSEN Saliha Examinatrice Univ. M'sila

- Pr. SOUIKI Lynda Examinatrice Univ. Guelma

- Pr. YEZLI TOUIKER Samira Examinatrice Univ. Annaba

Année universitaire : 2022/2023

Remerciements

Ce travail est l'aboutissement d'un long cheminement au cours duquel j'ai bénéficié de l'encadrement, des encouragements et du soutien de plusieurs personnes, à qui je tiens à dire profondément et sincèrement merci. Je remercie **ALLAH** tout puissant de m'avoir donné la force et la capacité d'effectuer ce travail.

Je remercie en premier lieu, **Mr. BAIRI Abdelmadjid** Professeur à l'Université de Badji Mokhtar d'Annaba, directeur du laboratoire Neuroendocrinologie appliquée pour avoir accepté de présider le jury et pour m'avoir accueilli au sein de son laboratoire, son ouverture d'esprit et sa gentillesse. Merci de vous être impliqué dans ce travail, Monsieur.

Je voudrais également remercier les examinatrices de cette thèse pour l'intérêt qu'elles ont porté à ce travail et d'avoir accepté de juger cette thèse : **M^{me} TOUIKER YEZLI Samira** Professeur à L'Université Badji Mokhtar d'Annaba, **M^{me} BENHISSEN Saliha** Maître de Conférences à l'Université Mohamed Boudiaf- M'Sila, **M^{me} SOUIKI Lynda** Professeur de l'Université de 8 Mai 1945 – Guelma.

Ma profonde et sincère gratitude et reconnaissance s'adresse à ma directrice de thèse **M^{me} HABBACHI Wafa**, Professeur au Département de Biologie, Université d'Annaba, pour avoir dirigé cette thèse et pour l'excellent encadrement fourni. Sa patience malgré ses nombreuses tâches. Ses compétences scientifiques, son dévouement total pour la recherche, ses qualités humaines, ses conseils avisés m'ont énormément aidé dans l'élaboration de ce travail. Je vous remercie pour le temps que vous m'avez consacré lors de la correction de cette thèse. Je vous remercie très sincèrement pour tout et encore bien pour votre humanisme, votre bonté et votre gentillesse, Merci!

Mes sincères remerciements vont également à mon co-directrice de thèse, **M^{me} SAMAI Ibtissem** Maître de Conférences à l'Université Badji Mokhtar d'Annaba d'avoir accepté de co-diriger cette thèse et pour sa gentillesse, ses qualités humaines, ses encouragements et ses conseils.

J'apporte des remerciements pleins de tendresse à ma famille pour leur soutien. Mes parents, toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut pour exprimer ma gratitude et mon amour à vous pour tous les sacrifices que vous avez fait pour nous. Vous êtes les

personnes les plus chères au monde qui ont été mon soutien, ma source éternelle d'amour et de tendresse. Merci de croire en moi

Un immense merci à ma chère sœur Assala d'avoir été présente dans mes moments de doutes, de m'avoir remonté le moral et encouragé à ne pas laisser tomber cette thèse. Ton soutien a été précieux.

A mes frères Chouaib et Minou, je vous aime beaucoup et je vous remercie pour vos grands cœurs et vos magnifiques qualités personnelles. Je vous souhaite tout le succès du monde.

Merci du fond du cœur

RESUME

La présente étude porte sur l'évaluation des effets insecticides de deux extraits végétaux d'une plante thérapeutique, anti-inflammatoire, anti-oxydante, spontanée, récoltée au Sahara septentrional Est-Algérien. Il s'agit de *Solanum nigrum* (*Solanaceae*).

Pour cette étude, il est adopté deux méthodes d'extraction dont la décoction et la macération dans l'éthanol à 99,9% pour extraire les principes actifs, à partir des feuilles de *S. nigrum*. Le traitement se fait par ingestion sur des larves de 2^{ème} stade (L2) et des adultes de *Drosophila melanogaster*.

Le premier objectif de ce travail est de déterminer l'impact toxicologique des extraits aqueux et éthanoliques de la partie aérienne de la plante étudiée. Cette dernière révèle une bonne activité insecticide, elle provoque une mortalité importante chez les larves et les adultes de *D. melanogaster* en fonction de la concentration et du temps d'exposition. Le traitement, par ingestion, agit essentiellement sur la longévité des larves en induisant un taux de mortalité important de 96 % en utilisant la concentration intermédiaire (50µg/ml) de l'extrait aqueux.

75% de la population meurt avec la concentration 1µg/ml de l'extrait éthanolique de *S. nigrum* après 15 jours de traitement. Les résultats obtenus montrent également l'effet de l'extrait aqueux et éthanolique sur la longévité des adultes. Le taux de mortalité varie entre 98,75 et 100% chez les adultes exposés aux extraits végétaux. Nous avons noté que l'extrait aqueux et l'extrait éthanolique agissent également sur le cycle de développement de la mouche ; ils influent sur la durée et le nombre d'individus (phénomène de mue) en accélérant la croissance des larves en pupes et puis en adultes et ce pour toutes les concentrations utilisées . De plus, des malformations morphologiques localisées essentiellement au niveau des ailes, une augmentation de la taille et déformations ont été aussi enregistrés.

Le second objectif de la thèse est d'étudier les effets toxiques des extraits étudiés à des concentrations dites sublétales sur les principaux comportements de *D.melanogaster*. Il s'agit du comportement alimentaire, le comportement sexuel et le comportement d'oviposition des femelles.

Les résultats de l'étude du comportement alimentaire indiquent que les larves de *D. melanogaster* présentent une aversion envers le milieu traité par l'extrait aqueux que se soit larve traitée ou témoin ce qui prouve que les molécules bioactives de l'extrait aqueux de la plante sont principalement des composés allélochimiques répulsifs. L'extrait éthanolique perturbe la capacité des larves à détecter leur milieu, il ne présente aucune attractivité ou

aversion. Les calculs de l'indice d'attraction alimentaire confirment les résultats obtenus (IA=0).

La deuxième partie de l'étude comportementale montre l'effet des deux extraits qui perturbent toutes les séquences de la parade sexuelle conduisant à l'accouplement chez les couples traités ou les couples dont l'un des deux partenaires est traité. Les extraits de *S. nigrum* préparés au niveau de notre laboratoire agissent aussi sur le choix de lieu de ponte chez la mouche. Les calculs de l'indice d'attraction montrent l'effet répulsif des deux extraits pour les femelles de *D. melanogaster*. Les extraits de cette plante influence aussi la fécondité et la fertilité des femelles. Le suivi du nombre des œufs et des larves de la première génération après traitement montrent une diminution significative des nombres des témoins et des traités.

Mots clés : *Drosophila melanogaster*, *Solanum nigrum*, insecticide, mortalité, développement, comportement alimentaire, comportement sexuel, comportement de l'oviposition.

ABSTRACT

The present study deals with the evaluation of the insecticidal effects of two plant extracts of a therapeutic, anti-inflammatory, anti-oxidant, spontaneous plant harvested in the northern Sahara of Eastern Algeria. This plant is *Solanum nigrum* (*Solanaceae*). For this study, two extraction methods were adopted, including decoction and maceration in 99,9% ethanol to extract the active principles from the leaves of *S. nigrum*. The treatment is done by ingestion on 2nd stage larvae (L2) and adults of *Drosophila melanogaster*. The first objective of this work is to determine the toxicological impact of aqueous and ethanolic extracts of the aerial part of the plant studied. The latter reveals a good insecticidal activity, causing significant mortality in *Drosophila melanogaster* larvae and adults as a function of concentration and exposure time. The treatment, by ingestion, acts essentially on the longevity of the larvae by inducing a significant mortality rate of 96% using the intermediate concentration (50µg/ml) of the aqueous extract. 75% of the population dies with the 1µg/ml concentration of the ethanolic extract of *S. nigrum* after 15 days of treatment. The results obtained also show the effect of the aqueous and ethanolic extract on the longevity of the adults. The mortality rate varied between 98.75 and 100% in the adults exposed to the plant extracts. We noted that the aqueous and ethanolic extracts also acted on the development cycle of the fly; they influenced the duration and number of individuals (moulting phenomenon) by accelerating the growth of the larvae into pupae and then into adults, for all the concentrations used. In addition, morphological malformations mainly in the wings, an increase in size and deformations were also recorded. The second objective of the thesis is to study the toxic effects of the extracts studied at so-called sublethal concentrations on the main behaviours of *D. melanogaster*. These are feeding behaviour, sexual behaviour and oviposition behaviour of females. The results of the feeding behaviour study indicate that *D. melanogaster* larvae show an aversion towards the environment treated with the aqueous extract, whether it is a treated larva or a control, which proves that the bioactive molecules of the aqueous extract of the plant are mainly repulsive allelochemical compounds. The ethanol extract disrupts the ability of the larvae to sense their environment, it does not show any attractiveness or aversion. The calculations of the food attraction index confirm the results obtained (AI=0). The second part of the behavioural study shows the effect of the two extracts in disrupting all mating sequences in treated pairs or pairs with one treated partner. The extracts of *S. nigrum* prepared in our laboratory also act on the choice of oviposition site in the fly. Calculations of the attraction index show the repulsive effect of both extracts for *D.*

melanogaster females. The extracts of this plant also influence the fecundity and fertility of females. The monitoring of the number of eggs and larvae of the first generation after treatment showed a significant decrease in the numbers of the controls and the treated.

Key words: *Drosophila melanogaster*, *Solanum nigrum*, insecticide, mortality, development, feeding behaviour, sexual behaviour, oviposition behaviour.

الملخص

تركز الدراسة الحالية على تقييم آثار المبيدات الحشرية لمستخلصين نباتيين من نبات علاجي مضاد للإلتهابات ومضاد للأكسدة وعفوي ، يتم حصاده في شمال شرق الصحراء الجزائرية و هو *Solanum nigrum* (Solanacea) في هذه الدراسة ، تم اعتماد طريقتين للاستخلاص هما : الغلي في الماء والنقع في الإيثانول 99,9% لاستخراج المكونات الفعالة من أوراق *S. nigrum* .

عن طريق الإبتلاع يتم علاج يرقات المرحلة الثانية وبالغين من ذبابة الفاكهة السوداء. الهدف الأول من هذا العمل هو تحديد التأثير السمي للمستخلصات المائية والإيثانولية للجزء الجوي من النبات المدروس. هذا الأخير يكشف عن نشاط مبيد حشري جيد، فهو يسبب معدل وفيات كبيراً في اليرقات وبالغين من ذبابة الفاكهة السوداء اعتماداً على التركيز ووقت التعرض للعلاج ، يعمل بشكل أساسي على معدل عمر اليرقات عن طريق إحداث معدل وفيات مرتفع بنسبة 96% باستخدام التركيز الوسيط (50 ميكروغرام / مل) من المستخلص المائي. يموت 75% من حشرات ذبابة الخل بتركيز 1 ميكروغرام / مل من المستخلص الإيثانولي من *S. nigrum* بعد 15 يوماً من العلاج. كما أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها تأثير المستخلص المائي والإيثانولي على طول عمر البالغين. يتراوح معدل الوفيات بين 98.75 و 100% من البالغين المعرضين لمستخلصات نباتية. لاحظنا أن المستخلص المائي والإيثانولي يعملان أيضاً على دورة تطور الذبابة حيث يؤثران على مدة وعدد الأفراد من خلال تسريع نمو اليرقات إلى خادرة ثم إلى بالغين وذلك باستخدام جميع التركيزات. بالإضافة إلى ذلك ، تم تسجيل تشوهات مورفولوجية موجودة بشكل رئيسي في الأجنحة ، كما تم تسجيل زيادة في الحجم.

الهدف الثاني للأطروحة هو دراسة التأثيرات السامة للمستخلصات المدروسة في ما يسمى بالتركيزات شبه المميتة على السلوكيات الرئيسية لـ *D.melanogaster* ، هذه السلوكيات هي السلوك الغذائي والسلوك الجنسي وسلوك الإباضة للإناث تشير نتائج دراسة سلوك التغذية إلى أن يرقات ذبابة الخل تظهر نفورا من الوسط المعالج بالمستخلص المائي سواء تمت معالجة اليرقة أو اليرقة الشاهدة، مما يثبت أن الجزئيات النشطة حيوياً للمستخلص المائي للنبات هي أساسا مواد كيميائية طاردة للبعوض. المستخلص الإيثانولي يعطل قدرة اليرقات على اكتشاف بيئتها ، ولا يقدم أي جاذبية أو نفور. تؤكد حسابات مؤشر الجذب الغذائي النتائج التي تم الحصول عليها (AI = 0) يوضح الجزء الثاني من الدراسة السلوكية تأثير المستخلصين اللذين يعطلان جميع تسلسلات الخطوات المؤدية إلى التزاوج بين الأزواج المعالجن أو بين الزوجين حيث يكون أحدهما معالج بالمستخلصات المحضرة على مستوى مخبرنا. تعمل أيضاً على اختيار مكان وضع الذبابة. تظهر حسابات مؤشر الجذب، التأثير الطارد للمستخلصين لإناث *D. melanogaster* تؤثر مستخلصات هذا النبات أيضاً على الخصوبة وخصوبة الإناث. أظهرت متابعة أعداد بيض و يرقات الجيل الأول بعد العلاج انخفاضاً كبيراً في أعداد الضوابط والمعالجة.

الكلمات المفتاحية: ذبابة الفاكهة السوداء ، *Solanum nigrum*، مبيد حشري ، وفيات ، تطور ، سلوك تغذية ، سلوك جنسي ، سلوك بيضوي.

SOMMAIRE

1. INTRODUCTION.....	1
2. MATERIELS & METHODES.....	8
2.1. <i>Drosophila melanogaster</i>	8
2.2. Elevage de masse.....	12
2.3. <i>Solanum nigrum</i> L. (<i>Solanaceae</i>).....	13
2.4. Préparation des extraits de <i>S. nigrum</i> (<i>Solanaceae</i>).....	15
2.4.1. Préparation de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i>	16
2.4.2. Préparation de l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i>	16
2.5. Effets des extraits de <i>S. nigrum</i> sur la mortalité et le développement de <i>Drosophila melanogaster</i>	18
2.6. Effet de l'extrait aqueux et éthanolique de <i>S. nigrum</i> sur l'attractivité alimentaire des larves de <i>D. melanogaster</i> (L3).....	19
2.7. Effet de l'extrait aqueux et éthanolique de <i>S. nigrum</i> sur le comportement sexuel des adultes de <i>D. melanogaster</i>	22
2.8. Effets des extraits aqueux et éthanoliques de <i>S. nigrum</i> sur le choix d'oviposition et la reproduction de <i>D.melanogaster</i>	26
2.9. Analyse des données.....	27
3. RESULTATS.....	29
3.1. Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> sur <i>D.melanogaster</i>	29
3.1.1. Effet sur la mortalité des larves de <i>D. melanogaster</i>	29
3.1.2. Effet sur la mortalité des adultes de <i>D. melanogaster</i>	32
3.1.3. Effet sur le développement de <i>D.melanogaster</i>	38
3.1.4. Effet sur l'attractivité alimentaire de <i>D. melanogaster</i>	40
3.1.5. Effet sur le comportement sexuel de <i>D. melanogaster</i>	48
3.1.6. Effet sur le choix d'oviposition des femelles de <i>D. melanogaster</i>	55
3.1.7. Effet sur la fécondité des femelles de <i>D.melanogaster</i>	57
3.1.8. 3.1.8. Effet sur la fertilité des femelles de <i>D. melanogaster</i>	58
3.2. Effet de l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> sur <i>D.melanogaster</i>	60
3.2.1. Effet sur la mortalité des larves.....	60
3.2.2. Effet sur la mortalité des adultes de <i>D. melanogaster</i>	63
3.2.3. Effet sur le développement de <i>D.melanogaster</i>	68
3.2.4. Effet sur l'attractivité alimentaire de <i>D. melanogaster</i>	70

3.2.5. Effet de l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> sur le comportement sexuel.....	78
3.2.6. Effet de <i>S. nigrum</i> sur le choix d'oviposition des femelles de <i>D. melanogaster</i>	84
3.2.7. 3.2.7. Effet de <i>S. nigrum</i> sur la fécondité des femelles de <i>D. melanogaster</i>	87
3.2.8. 3.2.8. Effet de <i>S. nigrum</i> sur la fertilité des femelles de <i>D. melanogaster</i>	88
4. DISCUSSION.....	89
5. CONCLUSION.....	106
6. REFFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	108

ANNEXES

LISTE DES TABLEAUX

N	Titre	page
01	Position systématique (Meigen, 1830).	11
02	Classification scientifique de <i>Solanum nigrum</i> L. (Saleem et al.,2009; Ruby et al., 2012)	15
03	Taux de mortalité causé par différentes concentrations d'extraits aqueux de <i>S. nigrum</i>	30
04	Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de <i>S. nigrum</i> sur les larves L2 de <i>D. melanogaster</i>	31
05	Taux de mortalité causée par les différentes concentrations de <i>S. nigrum</i> sur les adultes femelles de <i>D. melanogaster</i>	33
06	Taux de mortalité causée par les différentes concentrations de <i>S. nigrum</i> sur les adultes mâles de <i>D. melanogaster</i>	33
07	Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de <i>S. nigrum</i> sur les adultes femelles de <i>D. melanogaster</i>	35
08	Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de <i>S. nigrum</i> sur les adultes mâles de <i>D. melanogaster</i>	37
09	Le premier choix des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées (milieu témoin et milieu traité avec l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i>)	40
10	Choix des larves témoins après 30 minutes du test	41
11	Choix des larves témoins après 60 minutes du test	41
12	Le premier choix des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées (milieu témoin et milieu traité avec l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i>)	42
13	Choix des larves traitées après 30 minutes du test	42
14	Choix des larves traitées après 60 minutes du test	43
15	Temps de détection (secondes) des larves témoins en réponse aux différentes odeurs du milieu testées milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml)	44
16	Temps de détection (secondes) des larves traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml).	45
17	Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves témoins.	45
18	Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves traitées	46
19	Pupation des larves témoins (choix entre l'odeur du milieu témoin et le milieu traité avec l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml))	47
20	Pupation des larves traitées (choix entre l'odeur du milieu témoin et le milieu traité avec l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml)).	47
21	L'indice d'attraction (IA) des larves de <i>D. melanogaster</i> (témoins et traitées)	48

	envers les différents milieux testés par l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25µg/ml)	
22	Effets du <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le pourcentage de réussite d'accouplement de <i>D.melanogaster</i>	48
23	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le temps du 1er contact.	49
24	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le nombre des contacts	50
25	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le temps de la première vibration.	50
26	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le nombre de vibration.	51
27	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le temps du 1er léchage.	51
28	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le nombre de léchage.	52
29	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le temps de la première tentative	53
30	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25µg/ml) sur le nombre de tentative.	53
31	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le temps du premier accouplement	54
32	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur la durée d'accouplement.	55
33	Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml).	57
34	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le nombre total des œufs pondus dans deux milieux par les femelles.	58
35	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le nombre total des larves issues après éclosion des œufs.	59
36	Taux de mortalité causé par différentes concentrations des extraits éthanoliques de <i>S. nigrum</i> .	61
37	Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide des extraits éthanoliques de <i>S. nigrum</i> sur les larves de <i>D. melanogaster</i> .	62
38	Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de <i>S. nigrum</i> sur les adultes femelles de <i>D.melanogaster</i> .	63
39	Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de <i>S. nigrum</i> sur les adultes mâles de <i>D.melanogaster</i> .	64
40	Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits éthanoliques de <i>S. nigrum</i> sur les adultes femelles de <i>D. melanogaster</i> .	65
41	Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits éthanoliques de <i>S. nigrum</i> sur les adultes mâles de <i>D. melanogaster</i> .	67
42	Le premier choix des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées (milieu témoin et milieu traité avec l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml)	70
43	Choix des larves témoins après 30 minutes du test	71
44	Choix des larves témoins après 60 minutes du test	71
45	Le premier choix des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des	72

	milieux testées (milieu témoin et milieu traité avec l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml)	
46	Choix des larves traitées après 30 minutes du test.	72
47	Choix des larves traitées après 60 minutes du test	73
48	Temps de détection (secondes) des larves témoins en réponse aux différentes odeurs du milieu testées (milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> 0,5 µg/ml)	74
49	Temps de détection (secondes) des larves traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées (milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> 0,5 µg/ml).	74
50	Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves témoins	75
51	Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves traitées par l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i>	76
52	Pupation des larves témoins (choix entre l'odeur du milieu témoin et le milieu traité avec l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml))	76
53	Pupation des larves traitées (choix entre l'odeur du milieu témoin et le milieu traité avec l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml))	77
54	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>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml).	77
55	Effets d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de <i>D. melanogaster</i>	78
56	Effet d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le temps du premier contact.	79
57	Effet d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le nombre d'attouchement.	79
58	Effet d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le temps de la première vibration	80
59	Effet d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le nombre de vibrations	81
60	Effet d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le temps du premier léchage.	81
61	Effet d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le nombre de léchages.	82
62	Effet d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le temps de la première tentative.	82
63	Effet d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le nombre de tentatives d'accouplement.	83
64	Effet d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le temps du premier accouplement.	84

65	Effet d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur la durée d'accouplement.	84
66	Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i>	86
67	Effet de l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le nombre total d'œufs pondus dans le deux milieux par les femelles	87
68	Effet de l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> sur le nombre total des larves issues après éclosion des œufs	88

LISTE DES FIGURES

N	Titre	page
01	<i>Drosophila melanogaster</i> (Gr: x 12,8)	09
02	Dimorphisme sexuel chez <i>D. melanogaster</i> (Gr: x 4,5)	09
03	Cycle de vie de <i>D. melanogaster</i> (Elbah , 2017) [A : Œuf (x 50) ; B : Stade larvaire, pupal et adulte (x 4,5)]	11
04	Elevage de masse initiale à partir de fruit mûr (pomme). (photo originale)	12
05	Elevage de masse sur un substrat artificiel (photo originale)	13
06	<i>Solanum nigrum</i> L. (a : plante, b : fleur, c : baies, photos : K. Rebbas, 28.9.2017)	15
07	Extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (Solution mère de 116 µg/ml)	16
08	Préparation des extraits éthanoliques de <i>S. nigrum</i> (Solution mère de 345 µg/ml)	17
09	Traitement des larves L2 stades de <i>D. melanogaster</i>	18
10	Traitement des adultes de <i>D. melanogaster</i>	19
11	Schéma de l'arène de test (Photo originale) [Boite de pétri, Ø 100 mm]	20
12	Préparation du milieu gélosé (Photo originale)	21
13	Le mélange préparé est distribué sur les boites de pétrie (Photo originale)	21
14	Test du comportement alimentaire	21
15	Orientation du mâle vers la femelle (Photo originale)	23
16	Attouchements (Photo originale)	24
17	Chant nuptial : (Photo originale)	24
18	Léchage (Photo originale)	25
19	Tentative d'accouplement (Photo originale)	25
20	Accouplement (Photo originale)	26
21	Procédure expérimentale pour l'évaluation de la préférence d'oviposition	27
22	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> sur le développement de <i>D. melanogaster</i> (A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes).	39
23	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le site de ponte témoin chez <i>D. melanogaster</i>	55
24	Effet de l'extrait aqueux de <i>S. nigrum</i> (25 µg/ml) sur le site de ponte traité chez <i>D. melanogaster</i>	56
25	Effet de l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> sur le développement de <i>D. melanogaster</i> (A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes)	69
26	Effet de l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le site de ponte témoin chez <i>D. melanogaster</i>	85

27	Effet de l'extrait éthanolique de <i>S. nigrum</i> (0,5 µg/ml) sur le site de ponte traité chez <i>D. melanogaster</i>	86
----	--	----

[*INTRODUCTION*]

1. INTRODUCTION

L'agriculture dans le monde est confrontée à de nombreux défis, notamment le changement climatique, la perte de biodiversité (**Amoabeng et al., 2019**), la non maîtrise des techniques de production, des maladies et des ravageurs qui affectent directement la production déjà insuffisante dans beaucoup de pays en voie de développement (**Gnago et al, 2010 ; Ratnadass et al., 2012**). Les productions agricoles destinées à la consommation humaine ou animale ont besoin d'être protégées contre ces ravageurs, qui sont susceptibles de provoquer des dégâts souvent irréversibles (**Thiollet Scholtus, 2004**). Les pertes de récolte causées par des ravageurs peuvent représenter l'équivalent de la nourriture nécessaire pour alimenter plus de 1 milliard de personnes (**Birch et al., 2011**).

Pour contenir la pression exercée par les ravageurs, de nombreux producteurs se trouvent dans l'obligation de lutter contre les espèces parasites qui sont en compétition alimentaire avec l'espèce humaine pour sécuriser la production et augmenter les rendements. Le contrôle des insectes est devenu de plus en plus difficile, spécialement les ravageurs (**Pei et al ., 2010**). La lutte contre ces derniers est passée par plusieurs étapes pour arriver à l'utilisation de produits chimiques de synthèse (**Ferron & Deguine, 2005**). Les dépenses mondiales annuelles en pesticides représentent plus de 25 milliards d'euros pour un montant total d'environ 2,5 millions de tonnes de pesticides (**USEPA, 2011; FAO, 2012; Fenner et al., 2013**). En effet, selon les données de l'Union des Industries de la Protection des Plantes (**UIPP, 2009**) et de la **FOASTAT (2014)**, le marché algérien des pesticides représente 6,09 % du marché africain, qui à son tour représente 4,14% du marché mondial.

La lutte chimique (**Strong et al., 2000**) qui utilise différents types d'insecticides possédant chacun des caractéristiques physiques et chimiques propres, car le taux de toxicité, la dégradation, la biotransformation ou l'accumulation varient d'un insecticide à un autre (**Strong et al., 2000**). Cependant, pour des raisons économiques et de facilité de mise en œuvre, la lutte chimique reste la méthode la plus employée en dépit des dangers pour l'homme et son environnement (**Cassier et al ., 1997**). Le développement de ces produits chimiques a constitué durant la moitié du 20^{ème} siècle, une révolution technologique dans le domaine de la protection des cultures (**Moser et Obrycki, 2009 ; Kristoff et al., 2010 ; Shah et Iqbal 2010 ; Eriksson et Wikteliu, 2011 ; Stevens et al., 2011**). Mais les succès qu'ils rencontrèrent immédiatement dans le contrôle des espèces nuisibles aux cultures ainsi qu'à la

santé humaine et animale, ont conduit à leur utilisation intensive et souvent sans discernement.

L'utilisation des pesticides dans la lutte contre les ravageurs n'est pas sans conséquences sur la santé des agriculteurs et des consommateurs, ainsi que sur l'environnement (**Commission européenne, 2007 ; Xu et al., 2018**). L'intense utilisation des pesticides en agriculture est aussi la cause directe de l'apparition des résistances (**Karabo et al., 2019**). Un des exemples les plus marquants de ces dangers dans le monde a été celui du DDT (Dichloro-diphényle trichloro-éthane), qui, outre sa toxicité, s'est avéré très persistant dans l'environnement et les réseaux trophiques (**Ryckewaert & Rhino, 2017**).

L'Organisation Mondiale de la Santé estime qu'en moyenne 200 000 personnes sont tuées chaque année dans le monde, en conséquence directe de l'empoisonnement par les pesticides (**Belmain et al., 2013**). L'utilisation incontrôlée et inappropriée de pesticides chimiques, y compris de nombreux produits et formulations à haut risque, est une grave préoccupation pour la santé humaine et l'environnement (**Harrison et al., 2019**). Une grande variété de problèmes tels que les troubles de la reproduction, les problèmes génotoxiques, immunotoxiques, dermatologiques, neurotoxiques, les maladies métaboliques comme le diabète, la perturbation du système endocrinien et une dizaine de types de cancer, semblent découler de l'exposition aux pesticides synthétiques (**Ahouangninou et al., 2011 ; Anjarwalla et al., 2016**). L'irritation cutanée, les maux de tête, la toux, le vertige, les troubles respiratoires, la fatigue, la diarrhée, etc. sont autant de symptômes d'intoxication dus à l'usage de ces pesticides (**Yarou et al., 2017b**).

En effet, les pesticides peuvent se disperser dans les différents compartiments de l'environnement et devenir, dans certaine condition, des polluants du sol, de l'air, de l'eau ou des aliments (**Köhler et Triebkorn, 2013**). Des études ont montré la présence des résidus de pesticides dans les écosystèmes fréquemment en phase aqueuse (dans les eaux de rivières (**Irace-Guirand et al., 2004 ; Zhang et al., 2004**), dans les eaux usées (**Katsoyiannis et al., 2004**), dans les eaux souterraines (**Worrall et al., 2004**) et dans les eaux de pluies (**Haraguchi et al., 1995**), ils sont aussi présent dans l'air (**Coupe et al., 2000**), sur les particules de l'atmosphère (**Scheyer et al., 2005**) et dans les aliment (**Rastrelli et al., 2002**).

Outre leurs effets contre les ennemis des cultures, de nombreux pesticides de synthèse étendent leurs actions néfastes sur les prédateurs et parasitoïdes des ravageurs et provoquent la disparition de nombreuses populations d'insectes utiles notamment les pollinisateurs

(Ryckewaert & Rhino, 2017). Leur application sur les cultures entraîne une réduction des populations de ces organismes qui sont bénéfiques pour les cultures.

Dans les pays en voie de développement, l'utilisation des molécules chimiques de synthèse conventionnelles est encore d'une manière intensive et à grande échelle sans le moindre souci pour l'environnement et la santé humaine. En Algérie, la situation est plus accablante puisque le pesticide de synthèse est de plus en plus utilisé sans aucun contrôle ni suivi et en particulier dans les pôles agricoles émergents du sud (Adrar, Hassi R'mel, Tindouf, El Oued) spécialisés dans la culture des produits maraichers **(Bouziati, 2007)**. En outre, avec l'économie de marché actuelle, plusieurs entreprises se sont spécialisées dans l'importation d'insecticides, fongicides et divers produits apparentés. Ainsi, environ 480 produits phytosanitaires sont homologués en Algérie, dont une quarantaine de variétés sont largement utilisées par les agriculteurs. 30 000 tonnes sont «épandues» chaque année **(Merhi, 2008)**.

Pour réduire les risques découlant de l'utilisation de pesticides et réguler leurs usages des nombreux accords et réglementations au niveau international (Convention de Stockholm, Convention de Rotterdam, ...) ont été émis, et intégrés par la suite dans les législations de différents pays **(FAO & PNUE, 2017 ; FAO & OMS, 2018 ; directive 91/414/CEE, directive 98/8/CE, directive 2009/128/CE, Règlement (CE) n°1107/2009, etc.)**. La Commission internationale du Codex Alimentarius a mis en place des indicateurs des limites maximales de résidus (LMR). La LMR est une concentration maximale d'un résidu qui est légalement autorisée ou considérée comme acceptable dans ou sur une denrée alimentaire, un produit agricole ou un produit destiné à l'alimentation animale **(FAO & OMS, 2014)**. Malheureusement, en dépit des restrictions réglementaires existantes et du coût de la procédure d'autorisation, la consommation et l'utilisation de pesticides dans le monde n'ont pas diminué et le pourcentage des échantillons de denrées alimentaires et d'aliments pour animaux dans lesquels les résidus de pesticides dépassent les limites réglementaires n'a pas enregistré de baisse ; il avoisine les 5 % **(Parlement européen, 2017)**.

Dans ce cadre, et dans les années 1970-1990 la recherche a développé des insecticides moins toxiques et plus spécifiques, basés sur des données physiologiques de l'insecte comme les phéromones ou encore les régulateurs de croissance dénommés Insect Growth Régulator (IGRs) qui perturbent le développement et la reproduction des insectes **(Dhadialla et al. 2005)**. Ils présentent des toxicités relativement faibles vis-à-vis des espèces non ciblées par

rapport aux insecticides chimiques et leur utilisation est compatible avec le programme de lutte intégrée (Nakagawa, 2005; Smagghe et al., 2012).

Les régulateurs de croissance des insectes sont des insecticides bio-rationnels avec un mode d'action nouveau. Ils exercent leurs effets insecticides à travers leurs actions sur le développement, la métamorphose et la reproduction des insectes en perturbant l'activité normale du système endocrinien ou d'autres fonctions physiologiques. Leurs actions sont beaucoup plus lentes que celles des insecticides chimiques conventionnels (Hoffmann et Lorenz, 1998). Les IGRs ont été divisés en trois types principaux selon leur mode d'action (Pener & Dhadialla, 2012). Le premier groupe inclut les agonistes et les antagonistes de l'hormone juvénile (JH). Le deuxième groupe se sont les agonistes et antagonistes d'ecdysone qui interfèrent avec l'action de l'hormone de mue et perturbent le développement normal. Le troisième groupe comporte les inhibiteurs de la synthèse de la chitine. Ces molécules empêchent la formation de l'exosquelette en inhibant la synthèse de la chitine (Sun et al., 2015; Berghiche et al., 2016).

Aussi, réduire la charge des ravageurs des cultures, sans recourir à un usage intensif des pesticides de synthèse est devenu l'un des objectifs majeurs dans la mise en œuvre des modèles alternatifs de production végétale, les recherches sur les produits naturels susceptibles d'avoir une activité phytosanitaire (bio-pesticides) retrouvent un regain d'intérêt (Mordue et al., 2010 ; Bezzar-Bendjazia, 2016). Retrouvés sous plusieurs appellations, la lutte biologique, la lutte alternative ou l'agroécologie à base de produits naturels ou de biomolécules actives non toxiques est l'application de concepts et principes écologiques pour la réalisation de systèmes agricoles durables. Elle intègre les connaissances de l'agronomie, l'écologie, en les appliquant et en les adaptant aux conditions locales et environnementales en minimisant les intrants chimiques et en favorisant les pesticides d'origine naturel (Dalgaard et al., 2003). Cette dernière approche n'est pas si récente puisque les espèces végétales sont parmi les premiers pesticides naturels connus depuis l'Antiquité. Cette action phytosanitaire des plantes est appelée à se développer et fait l'objet de nombreux travaux. En effet, la demande en biopesticides est de plus en plus forte compte tenu de la conjoncture actuelle visant à éliminer les produits chimiques conventionnels considérés comme polluants et impactant sur la santé (Regnault-Roger et al., 2002). Avec l'avènement de nouvelles techniques telles que le génie génétique moléculaire et le génie des protéines, la production de biopesticides s'est améliorée (Leng et al., 2011)

Intégrer dans le système de production diversifié des plantes pouvant émettre d'agents chimiques aux effets insecticides et/ou répulsifs sur certains groupes d'insectes peut amplifier l'effet protecteur recherché dans l'approche « top-down » de protection des cultures (**Song et al., 2010 ; Hatt et al., 2019 ; Khan et al., 2008**). Lorsque ces plantes sont choisies et combinées de façon optimale, elles peuvent produire des mélanges de composés qui repoussent et arrêtent l'alimentation des phytophages (**He et al., 2019**). En grande quantité, ces composés peuvent s'avérer toxiques (**Anjarwalla et al, 2016 ; Lamy et al, 2016**) et affecter l'oviposition des phytophages (**Hilker et Meiners, 2011**).

L'utilisation des plantes pesticides est de plus en plus envisagée. On appelle plante pesticide toute plante dont les propriétés chimiques des organes, des sécrétions ou des émissions peuvent être exploitées pour lutter contre les organismes considérés comme nuisibles (**Yarou et al., 2017b**). Parmi les plantes pouvant être exploitées dans la protection des cultures associées figurent les plantes dites aromatiques, qui ne forment pas un groupe de plantes clairement défini d'un point de vue botanique, mais sont souvent cultivées pour leurs propriétés chimiques de leurs organes ou leurs émissions (les acides phénoliques, les flavonoïdes et les composés aromatiques comme les terpénoïdes, les stéroïdes, les alcaloïdes et les cyanures organiques), leur conférant des usages dans l'alimentation, la médecine et la protection des cultures (**Xu et al., 2019**).

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,in sellier,2010**).

Les plantes colonisées par les insectes phytophages produisent un groupe de substances dites composés organiques volatils (COV) (**Khan et al., 2008**) qui peuvent inclure des substances sémiochimiques qui agissent comme répulsifs pour les phytophages et comme attractifs pour les organismes antagonistes de ces ravageurs, tels que les prédateurs et les parasitoïdes (**Khan et al., 2008**). Selon le contexte, les COV sont des allomones s'ils repoussent les phytophages, des kairomones s'ils attirent les phytophages ou des synomones s'ils attirent les ennemis naturels des ravageurs (**Rodriguez-Saona & Stelinski, 2008**).

Beaucoup d'efforts ont été donc concentrés sur les matériaux dérivés de plante pour les produits potentiellement utiles en tant qu'agents commerciaux de lutte contre les insectes nuisibles (Kim et al., 2003). Les études menées, en Algérie, dans le cadre de la lutte contre les insectes nuisibles, concernent essentiellement les effets toxiques des extraits aqueux et/ou éthanoliques des plantes sur les insectes nuisibles qui causent des problèmes de santé publique tel les moustiques (*Culex pipiens*) (Benhissen, 2016 ; Merabti et al., 2015 ; Merabti, 2016), les blattes (*Blattella germanica*) (Masna, 2016) et la mouche des fruits (*Drosophila melanogaster*) (Habbachi et al., 2013 ; Habbachi & Cheddadi, 2016).

En Algérie, les plantes médicinales forment un groupe relativement important mais avec un nombre modeste d'espèces étudiées pour une ou plusieurs activités biologiques ou d'un point de vue phytochimique. D'après Jacobson (1989), plus de 2000 espèces végétales possédant une activité insecticide sont déjà identifiées. L'Algérie possède une des flores les plus diversifiées et les plus originales du bassin méditerranéen. Cette flore comporte 3139 espèces, parmi lesquelles 653 sont endémiques (Kazi-Tani et al., 2011). Le Sahara regroupe environ 500 taxons de plantes supérieures (Ozenda, 1983) dont une partie reste de nos jours utilisée par les autochtones comme plantes médicinales (Maire, 1933). Les plantes spontanées des zones arides sont considérées comme l'une des ressources phytogénétiques qui présentent un intérêt agronomique, économique, écologique mais aussi stratégique (UNESCO, 1960). Parmi les nombreuses plantes médicinales encore non étudiées qui peuplent la riche flore algérienne, réservoir inestimable de molécules bioactives, nous avons sélectionné une espèce végétale du Genre *Solanum nigurm* L. Appartenant à la famille des *Solanaceae* pour une étude biologique.

La finalité n'est plus d'éliminer totalement les ravageurs, ce qui est quasiment impossible, mais d'éviter qu'ils soient trop nombreux afin de ne pas provoquer de dégâts. Dans cette optique ; nous avons initié un protocole qui a pour objectif d'évaluer l'effet toxique direct et indirect des extraits aqueux et éthanoliques de *S. nigrum* sur la mouche de vinaigre *Drosophila melanogaster*. Les drosophiles sont connues dans le monde sous diverses appellations : mouches des grignons de l'olive, mouche du vinaigre ou petites mouches des fruits. Ce sont des insectes très communs vivant souvent à proximité des activités humaines. La majorité d'entre elles sont frugivores, avec une préférence pour les fruits très mûrs ou même pourris ; les autres espèces se nourrissent de champignons, de fleurs ou sont prédatrices d'autres invertébrés. A peu près 3000 espèces de drosophiles ont été décrites dans le monde,

se répartissent en 65 genres dont le fameux genre *Drosophila* (**Powell, 1997 in anonyme 2012**).

Bien que son cerveau ne contienne que 100.000 neurones (**Ito et al., 2003**), la drosophile est néanmoins capable de comportements complexes, tels que la parade nuptiale, la reproduction, le développement ou bien encore l'adaptation à l'environnement (**Konopka & Benzer, 1971**). Son système nerveux est composé de cellules gliales et de neurones dont le fonctionnement est très proche de celui des mammifères (**Séjourné, 2011**). La drosophile possède environ 75% d'homologie génétique avec l'homme pour les gènes responsables de maladies (**Reiter et al., 2001**); elle est maintenant utilisée comme modèle de référence de maladies humaines ayant un lien avec la génétique, comme c'est le cas pour les maladies de Parkinson, de Huntington, d'Alzheimer, le cancer et les retards mentaux (**Didelot, 2006**). Cette espèce est également utilisée dans l'étude de la virulence bactérienne et de la réponse immunitaire (**Lorec, 2013**) ; elle permet aussi d'appréhender des questions scientifiques à bien d'autres niveaux biologiques comme le comportement, la reproduction, les relations avec les autres espèces ou bien encore l'adaptation à l'environnement (**Joly, 2006**). En effet, la drosophile est capable d'exprimer une grande variété de comportements complexes, car elle peut révéler différentes formes de mémoires associatives (**DeZazzo & Tully, 1995**) sous le contrôle de gènes et de structures spécifiques (**Isabel et al., 2004**).

Cette étude comporte deux parties principales. La première partie est une étude toxicologique pour déterminer l'effet de la plante (extrait aqueux et éthanolique de la plante) sur l'insecte modèle de laboratoire *D. melanogaster* (Diptera ; Drosophilidae). Alors que la deuxième partie est une étude comportementale pour déterminer les effets indirects et 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.

[*MATERIELS*
&
METHODES]

2. Matériel & Méthodes

2.1. *Drosophila melanogaster* (Meigen, 1830)

La drosophile est l'organisme modèle le plus étudié dans le monde, matériel de base des travaux de 80 000 à 100 000 chercheurs (**Colombani et al., 2006**), elle est devenue un partenaire indispensable, un véritable « matériel expérimental », elle a été décrite par Johann Wihelm Meigen en 1830.

(Du Grec *droso* : la rosée et *philos* : qui aime), *Drosophila melanogaster* est un insecte Diptère Brachycère hygrophile et lucicole (**Joly, 2006**), de la famille des *Drosophilidae* ; Elle vit dans les maisons, les caves, les fabriques de vinaigre et de confitures et est très attirée par le vinaigre et les fruits fermentés (**Wolfgang & Werner, 1992**) d'où son nom : « mouche-du-vinaigre ». Cette petite mouche, de 3 à 4 mm de longueur s'élève très facilement au laboratoire ; de plus c'est un animal prolifique, une femelle peut pondre de 200 à 300 œufs (**Goudey-Perrière & Perrière, 1974**). En tant qu'holométabole, son développement est très rapide et indirect, ce qui signifie qu'elle subit une métamorphose complète au cours du stade nymphal, de telle manière que l'œuf éclot en une larve qui a une structure assez différente de l'adulte (**Slack, 2004 ; Gilbert, 1996**). On peut obtenir une génération tous les 12 à 15 jours soit 26 à 28 générations par an.

Les adultes se nourrissent de fruits mûrs ou avariés, de végétaux et de champignons en décomposition, ainsi que de liquides fermentés (bière, vin, cidre, vinaigre). Ils s'alimentent aussi de nectar et d'autres solutions sucrées. Les larves se développent sur divers matériaux sucrés ou fermentés, habituellement d'origine végétale, qui produisent des éthers et des esters. Ceci favorise la croissance des levures dont les larves se nourrissent. (**Tracqui & Demongeot, 2003**).

Comme tous les insectes, le corps de la drosophile se compose de trois parties distinctes: la tête (région céphalique), la région thoracique et la région abdominale. Les trois paires de pattes sont localisées sur la partie ventrale des différents segments thoraciques. La drosophile n'a qu'une seule paire d'ailes fonctionnelles (les ailes antérieures) localisée sur la partie dorsale du second segment thoracique (notum), les ailes postérieures sont atrophiées sous la forme d'un balancier minuscule. Ces mouches sont de couleur brun jaunâtre, avec des anneaux transversaux noirs au travers de l'abdomen. Elles ont des yeux rouges vifs et des antennes courtes possédant une extrémité plumeuse.



Figure 1. *Drosophila melanogaster* (Gr: x 12,8)

Il existe un dimorphisme sexué ; pour différencier les mâles et les femelles, plusieurs caractères peuvent être considérés (Média, 2001). Les femelles mesurent environ 3 à 4 millimètres de long; les mâles sont un peu plus petits. L'abdomen de la femelle est de forme pointue, avec des segments terminaux de couleur claire. L'abdomen du mâle est plus arrondi, avec des segments terminaux très foncés. Lorsque la mouche est sur le dos, on peut observer chez le mâle le pénis très coloré situé à l'extrémité de l'abdomen alors que la plaque vaginale située au même endroit chez la femelle n'est pas colorée. Les mâles possèdent des peignes sexuels représentés par une petite touffe de soies noires située au niveau du premier article du tarse de la patte antérieure.



Figure 2. Dimorphisme sexuel chez *D. melanogaster* (Gr: x 4,5)

Le cycle de reproduction de la drosophile varie en fonction de la température et dure environ 11 jours à 25°C (Chabaud, 2008). Il se divise en quatre phases durant lesquelles les individus prennent des morphologies très différentes : l'œuf (stade embryonnaire), la larve (stade larvaire), la pupa (stade pupal) et l'imago (stade adulte).

Après l'accouplement, la femelle pond de 200 à 300 œufs (**Goudey-Perrière & Perrière, 1974**), allongés et blanchâtres (25 à 35 par jour), présentant une forme semblable à un ballon de rugby (0,5 mm de long environ). Les œufs sont déposés sur des fruits ou autres matières humides en fermentation (**Tavernier & Lizeaux, 2002**).

Une trentaine d'heures après la ponte, les œufs donnent naissance à une larve blanchâtre appelée aussi « asticot ». Celle-ci se nourrit alors de la pulpe du fruit en creusant des galeries. Le stade larvaire dure 4 jours environ et comprend 3 stades: L1 (24h) L2 (24h) et L3 (48h). A la fin de ce dernier stade, l'empupement débute; en effet, les larves cessent de s'alimenter et sortent du milieu nutritif. L'animal voit sa taille se réduire par le jeu de la contraction des muscles longitudinaux et de la cuticule elle-même conduisant à un raccourcissement de la plupart des segments prothoraciques et à l'invagination de la tête (**Fraenkel & Bhaskaran, 1973**). Dans le même temps, le diamètre de l'animal augmente. Parallèlement à cela, l'animal secrète la glue (sorte de colle) synthétisée par les glandes salivaires qui va lui permettre de se fixer solidement au milieu. La cuticule de l'animal se durcit pour former le puparium en forme de tonneau à la surface lisse qui va passer d'une couleur blanche à une coloration brunâtre (**Zdarek&Fraenkel, 1972**). La drosophile se trouve alors dans le stade pré-pupal et va subir de très importantes modifications morphologiques.

Le stade pupal ou stade puce phanérocéphalique débute environ 12 heures après l'empupement et après éversion de la tête (le sac imaginal de la tête est éverté tandis que les pièces buccales de la larve sont expulsées). A ce moment, les pattes mais aussi les ailes vont terminer leur complète extension. La période pupale dure 3 jours et demi environ et à son terme, toutes les structures larvaires sont détruites et les structures adultes élaborées (**Quinn et al., 2012**).

L'adulte apparaît avec un corps non encore pigmenté mais au bout de 6 à 8 heures la pigmentation est achevée et les ailes sont gonflées. Les adultes sont alors sexuellement matures. Les femelles sont fécondables et s'accouplent environ 12 heures après l'émergence (**Bouharmont et al., 2007**). Elles stockent le sperme des mâles auxquels elles se sont accouplées pour pouvoir l'utiliser ultérieurement et commencent à pondre dès 24 heures après l'émergence (**Tavernier & Lizeaux, 2002**).

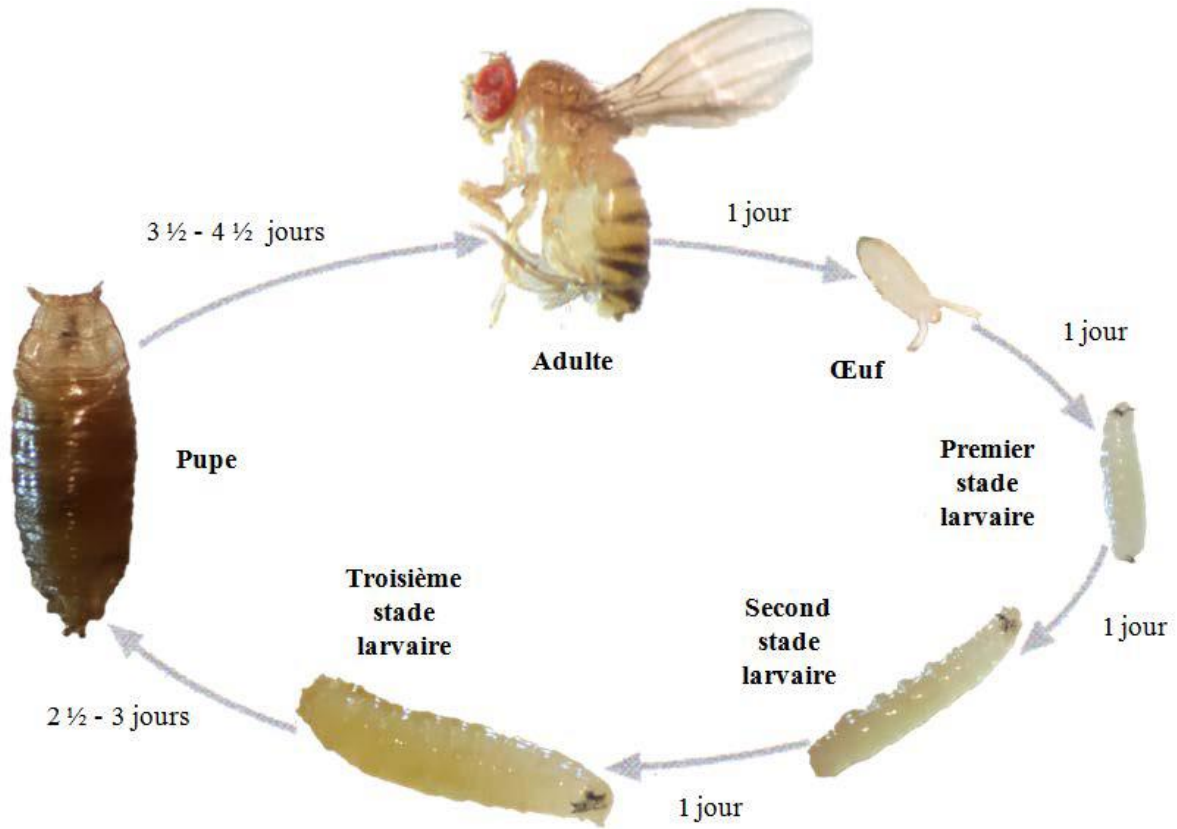


Figure 3. Cycle de vie de *D. melanogaster* (Elbah , 2017)
 [A : Œuf (x 50) ; B : Stade larvaire, pupal et adulte (x 4,5)]

Selon (**Meigen , 1830**) ; la position systématique de *D. melanogaster* est la suivante :

Tableau 01 : Position systématique (Meigen, 1830).

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Sous Embranchement	Mandibulata
Classe	Insecta
Sous-classe	Pterygota
Infra-classe	neopetera
Ordre	Diptera
Sous-ordre	Brachycera
Infra-ordre	Muscomorpha
Famille	<i>Drosophilidae</i>
Sous-famille	Drosophilanae
Genre	<i>Drosophila</i>
Espèce	<i>D. melanogaster</i>

2.2. Elevage de masse de *D. melanogaster*

Les drosophiles utilisées pour l'ensemble d'expérimentations sont une souche sauvage récoltée sur des pommes pourries dans la région d'Annaba (Algérie). Pour l'élevage de masse initial de notre espèce animale ; des pommes ont été coupées en petits morceaux et mises dans des boîtes en plastique fermées pour accélérer la fermentation (**Fig. 4**). Dès que les fruits se décomposent ; on remarque l'apparition de petits asticots présentant des larves du premier stade qui vont être récupérées et élevées dans un autre milieu artificiel.



Figure 4. Elevage de masse initiale à partir de fruit mûr (pomme).

(Photo originale)

Ensuite les lignées sont maintenues au laboratoire dans des bouteilles en verre bouchées par un tampon de mousse à une température de 25°C avec une photopériode de 12 h de lumière et 12 h d'obscurité. Les drosophiles sont élevées dans des tubes sur un milieu nutritif préparé de la façon suivante : dans une casserole on mixe 33.3 g de maïs avec 33.3g de levure de bière et 5 g de l'agar-agar puis on ajoute l'eau distillée jusqu'à avoir un mélange homogène.

Le mélange a été chauffé on remuant sans arrêt pour ne pas accrocher au fond de la casserole, Puis on le porte à ébullition pendant 3 à 5 minutes et on cesse de chauffer. On laisse refroidir quelques minutes en rajoutant 15 ml de l'antifongique (solution d'acide benzoïque dans de l'éthanol à 70 %). Ce milieu est gardé au réfrigérateur pendant environ un ou deux mois. (**Fig.5**).



Figure 5. Elevage de masse sur un substrat artificiel (photo originale).

2.3. *Solanum nigrum* L. (*Solanaceae*)

Cette plante appartient à la famille des *Solanaceae*, dériverait du latin « solamen », signifiant quiétude car les plantes de cette famille pourraient vous endormir momentanément ou à jamais. (Hamiche *et al.*, 2013 ; Bruneton, 2001 ; Frohne *et al.*, 2009 ; Lee, 2006).

Les *Solanacées* sont une famille de taille moyenne comprenant environ 96 genres et 3000 à 4000 espèces qui se produisent partout dans le monde (D'Arcy, 1979). Parmi les familles d'angiospermes, les *Solanacées* sont l'une des familles les plus importantes pour des êtres humains. Les espèces de la famille sont utilisées pour l'alimentation comme la pomme de terre (*Solanum tuberosum* L.), la tomate (*S. lycopersicum* L.) et l'aubergine (*S. melongena* L.) et comme médicaments comme *Nicotiana tabacum* L. et *N. rustica* L., *Atropa belladonna* L., *Mandragora officinarum* L. et *Duboisia* spp. Les membres des *Solanaceae* sont extrêmement divers ; en termes d'habitudes, allant des arbres aux petites herbes annuelles ; dans l'habitat, des déserts aux forêts tropicales humides et dans morphologie, avec des variations étonnantes dans de nombreux caractères des fleurs et des fruits (Knapp *et al.*, 2004). Cette famille est bien connue pour la production d'une grande variété de métabolites secondaires, par exemple les alcaloïdes, les flavonoïdes et les terpènes (Evans, 1986). Récemment, l'importance écologique des alcaloïdes de *Solanum* dans la limitation des frugivores (Cipollini et Levey, 1997a ; Albuquerque *et al.*, 2006) et comme agents antifongiques ont été signalés (Cipollini et Levey, 1997b).

Solanum nigrum L. mesure 25-100 cm de hauteur, herbe annuelle érigée, pubescent avec des poils simples. Les tiges sont souvent angulaires, peu pubescente. Les fruits sont noir terne, globuleux, 8-10 mm de diamètre. Les feuilles sont ovales, les bases sont cunéiforme, 4-10 et 3-7 cm de large, pubescent, grossièrement denté, sommet et épuisé. Les inflorescences sont des ombelles extra axillaires, le calice en forme de coupe, la corolle est blanche, les lobes

ovales-oblongs, en détresse abaxiale, ciliés; diffusion. Les filaments ont une longueur de 1 à 1,5 mm; les anthères sont 2.5- 3,5 mm de long (**Ruby et al., 2012**).

Les plantes du complexe *S. nigrum* ont été traditionnellement utilisées comme analgésique , antispasmodique , antiseptique , antidysentérique , antinarcotique , émollient , diurétique , tonique , soporifique , laxatif , anticancéreux , antiulcéreux et pour les troubles du système neurovégétatif, etc. (**Saijo et al., 1982; Akhtar & Muhammad, 1989; Schilling et al., 1992; Edmonds & Chweya, 1997; Manoko et al., 2007**).

Plusieurs études scientifiques ont également prouvé l'efficacité de *S. nigrum L.* en tant qu'agent anti-inflammatoires, anti-dysentériques, antiviral, antioxydant, antimicrobienne et activité immunostimulante (**Singh, 2017; Ammaan et al., 2017; Nyeem et al., 2017**).

S. nigrum L. est une plante herbacée largement répandue dans tout le monde, qui s'étend des régions tropicales aux régions tempérées; en Europe, en Asie et en Nord Amérique et a été introduit en Sud Amérique, en Australie et en Afrique (**Rizzo et al., 2019**).

Cette espèce est largement utilisée que dans quelques pays Afrique et Indonésie comme légume et source de fruits par la récolte de plantes en croissance spontanément comme mauvaises herbes dans les champs cultivés ou dans les plantes adventices communautés, sous les arbres, le long des clôtures et des routes, dans des zones, à proximité des bâtiments et sur des terrains vagues. Ils constituent donc une culture volontaire. Certaines communautés cultivent semi le légume dans les jardins domestiques ou sur des portions de terres fertiles à proximité les fermes. (**Saleem et al., 2009**).

La collecte de la plante choisie est réalisée dans la commune de Boussaâda. La région est située à 69km au sud-ouest de la wilaya de M'sila (Algérie). Boussaâda est à une latitude de N 35 ° 23'28 " , E 04 ° 18'07" , 406 m. Elle couvre une superficie de 249,34 km².



Figure 6. *S. nigrum* L. (a : plante, b : fleur, c : baies, photos : K. Rebbas, 28.9.2017)

La classification des plantes de la famille des *Solanaceae* est la suivante :

Tableau 02: Classification scientifique de *S. nigrum* L. (Saleem *et al.*, 2009; Ruby *et al.*, 2012)

Règne	Végétal
Embranchement	Embryophyta
Sous-embranchement	Angiosperme
Classe	Dicotyledoneae
Ordre	Tubeflorae
Sous-ordre	Solanales
Famille	<i>Solanaceae</i>
Genre	<i>Solanum</i>
Espèce	<i>S. nigrum</i> L.

2.4. Préparation des extraits de *S. nigrum* (*Solanaceae*)

Deux méthodes d'extraction ont été requises pour l'extraction des principes actifs à partir des feuilles de *S. nigrum* ; l'extrait aqueux et la macération à l'éthanol 99,9%.

2.4.1. Préparation des extraits aqueux de *S. nigrum*

Les extraits aqueux sont obtenus par solubilisation des fractions actives dans de l'eau distillée. Les feuilles fraîches de la plante qui ont été récoltées en Novembre dans la région de Boussaâda (M'sila, Algérie, N 35 ° 23'28 ", E 04 ° 18'07", 406 m altitude) sont laissées séchées pendant 7 jours à l'air libre et à la température ambiante. Une fois séchées, elles seront broyées. 116 grammes de la poudre végétale est mise dans 1000 ml de l'eau distillée. Le mélange est porté à ébullition à 180°C pendant 30 minutes sur une plaque chauffante. L'homogénat est refroidi et filtré à l'aide d'un papier filtre. Le produit obtenu, c'est un extrait aqueux qui servira par la suite aux tests biologiques (116µg/ml). (**Fig.7**)



Figure 7. Extrait aqueux de *S. nigrum* (Solution mère de 116µg/ml)

2.4.2. Préparation des extraits éthanoliques de *S. nigrum*

L'extraction par macération est une extraction à froid. C'est un simple contact entre la matière végétale et le solvant utilisé pour l'extraction, la séparation se fait par filtration. Elle

est utilisée couramment dans l'extraction des terpènes, des alcaloïdes, des flavonoïdes, des acides gras, des amines, etc. (Amer et Rasmy, 1993; Momen et Amer, 1994 cités par Ould El Hadj, 2004). Cette technique est la même utilisée par plusieurs auteurs dont OULD EL HADJ *et al.*, 2006; KEMASSI, 2008; KEMASSI *et al.*, 2010. Elle consiste à émerger 207g de feuilles sèches et finement réduites en poudre dans 620 ml d'éthanol à 99,9% pendant 24 heures. Ensuite la filtration est effectuée sous vide à l'aide d'une fiole à vide et d'un entonnoir. Le résidu sec est jeté alors que le filtrat recueilli est soumis à une évaporation sous vide dans un rotorvapor pour éliminer l'éthanol. Le produit ainsi obtenu est un extrait. Ce mélange est donc le produit de traitement. L'extraction a été réalisée dans le laboratoire pédagogique de l'université Badji Mokhtar Sidi Ammar (Annaba).



**Figure 8. Préparation des extraits éthanoliques de *S. nigrum*
(Solution mère de 345µg/ml)**

2.5. Effet des extraits de *S. nigrum* sur la mortalité et le développement de *D. melanogaster*

Les tests de toxicité ont pour objet d'évaluer le degré de sensibilité (ou de résistance) d'une substance toxique chez les diverses espèces animales ou végétales. En pratique, ils cherchent à déterminer les différentes formes de toxicité (par ingestion; par inhalation ou par contact) et à faire une évaluation quantitative des principaux effets létaux ou sublétaux (**Ramade, 2007**). La présente étude porte sur les extraits aqueux et éthanoliques d'une espèce végétale spontanée récoltée dans le Sahara algérien. Le mode de traitement est par ingestion.

Le test de toxicité consiste à exposer par ingestion de différentes concentrations d'extraits aqueux et éthanoliques aux larves du 2^{ème} stade de la drosophile, dans des conditions bien contrôlées du laboratoire. Nous avons préparé cinq concentrations différentes (10 µg/ml, 25 µg/ml, 50 µg/ml, 75 µg/ml et 100 µg/ml) pour l'extrait aqueux et trois concentrations différentes pour l'extrait éthanolique (0,5 µg/ml, 1 µg/ml, 1,5 µg/ml). 10 ml de chaque concentration est rajoutée à 40 g de milieu de culture, qui sont ensuite déposées en quatre tubes. Dans chaque tube, vingt larves prélevées au hasard dans l'élevage de masse. Vingt autres larves sont mises dans un autre tube témoin. Le suivi de la mortalité et du développement des larves se fait durant 15 jours.

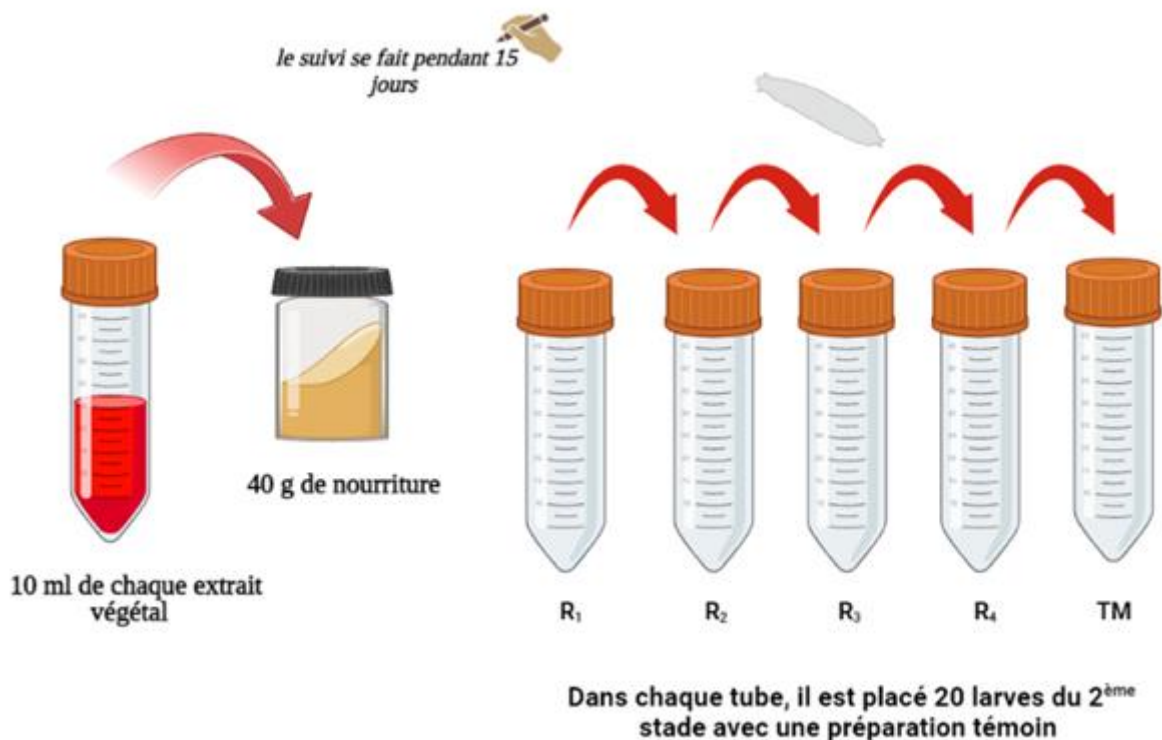


Figure 9. Traitement des larves L2 stades de *D. melanogaster*

Chez les adultes le test consiste à administrer par ingestion les différentes concentrations de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (10 µg/ml, 25 µg/ml, 50 µg/ml, 75 µg/ml et 100 µg/ml) et de l'extrait éthanolique (0,5 µg/ml, 1 µg/ml, 1,5 µg/ml) aux adultes mâles et femelles de la drosophile. 10ml de chaque concentration est mélangée à 40g de nourriture qui sera réparti dans huit tubes différents pour chaque concentration (4 tubes pour les mâles, 4 tubes pour les femelles). Dans chaque tube, il est placé 20 adultes (mâles ou femelles) récupérés et séparés dès l'émergence de l'élevage de masse. Nous avons fait le suivi de mortalité durant 15 jours avec une préparation témoin pour chaque sexe.

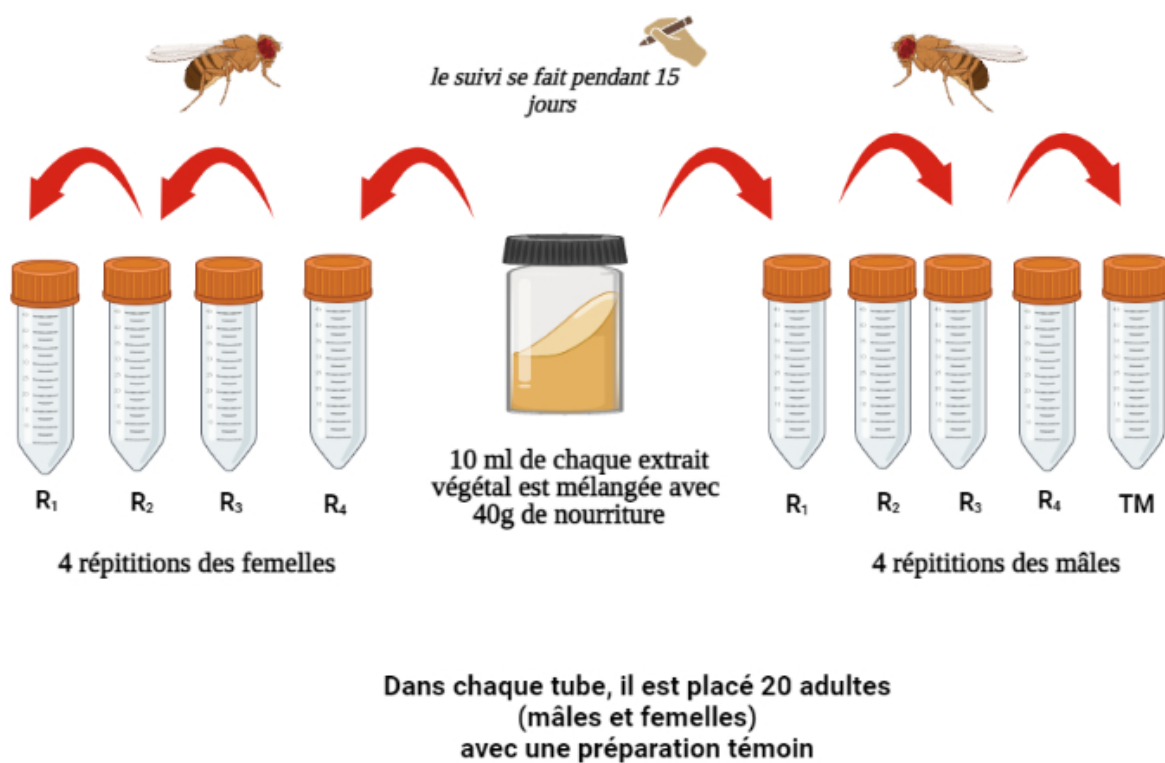


Figure 10. Traitement des adultes de *D. melanogaster*

2.6. Effet de l'extrait aqueux et éthanolique de *S. nigrum* sur l'attractivité alimentaire des larves de *D. melanogaster* (L3)

Après le traitement des larves du 2^{ème} stade de *D. melanogaster* par les concentrations sub-létales (25µg/ml et 0,5µg/ml) des extraits aqueux et éthanoliques respectivement. Les larves du 3^{ème} stade issues de ce traitement font l'objet de ce test comportemental. 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 2 zones circulaires (Zone « A » et « B ») disposées en ligne ; chacune des zones représente 10% de la surface totale de l'arène.

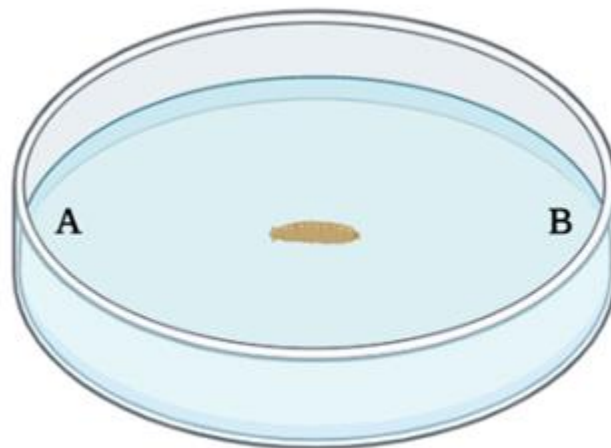


Figure 11. Schéma de l'arène de test
[Boîte de pétri, Ø 100 mm]

Au niveau de notre laboratoire ; nous avons préparé le milieu gélosé pour assurer le déplacement des larves. On dissout dans une casserole une quantité de 10g d'agar agar dans 500 ml d'eau distillée. Puis on pose la casserole sur la plaque chauffante à 180°C et on agite sans arrêt pour assurer que l'agar agar se dissout complètement dans l'eau. (**Figure.12**)

Le mélange est porté à ébullition jusqu'à l'apparition d'une couche dense sous le mélange. La quantité préparée est distribuée sur les boîtes de pétrie à une épaisseur d'environ 5 mm et on laisse environ 3 heures afin que le milieu refroidit et pour que la surface devienne lisse et prête à utiliser. (**Figure.13**)



**Figure 12. Préparation du milieu gélosé
(Photo Originale)**



**Figure 13. Le mélange préparé est
Distribué sur les boîtes de pétrie
(Photo originale)**

Ensuite, on introduit les papiers filtres préparés précédemment dans un milieu de culture témoin et un autre mélangé avec une concentration dite sub-létale de chaque extrait testé. Après 2 heures, période suffisante pour que les papiers filtres gardent l'odeur de la nourriture fraîche. On les retire et on enlève l'excès de la nourriture en frottant avec une spatule sur ses deux côtés. Ces papiers sont ensuite placés dans les boîtes de pétri dans la zone A et B (**Fig.14**). 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 mette pour faire son choix. Le suivie de test se fait pendant 30 minutes.

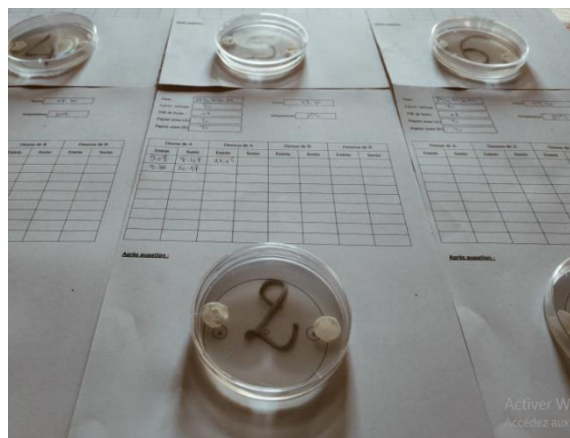


Figure 14. Test du comportement alimentaire

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

Larves témoins (n=150)	Larves traitées (n=150)
Milieux testés	
- 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)

2.7. Effet de l'extrait aqueux et éthanolique de *S. nigrum* sur le comportement sexuel des adultes de *D. melanogaster*

La parade sexuelle chez *D. melanogaster* a fait l'objet d'un grand nombre de travaux depuis la première description faite par **Sturtevant (1915)**. Cependant, il a fallu attendre 1952 pour que **Spieth (1952)** établisse, pour la première fois, le répertoire comportemental encore utilisé de nos jours.

L'initiation et le déroulement du comportement sexuel chez cette espèce, et de manière générale chez les Diptères, sont caractérisés par l'utilisation de diverses modalités sensorielles : visuelles (**Grossfield 1971; Tobin et Stoffolano 1973; Oguma et al., 1987**), olfactives (**Jallon 1984; Schlein et al., 1981 ; Antony et Jallon 1982**), acoustiques (**Schilcher 1976; Schilcher et Hall 1979**) et tactiles (**Colwell et Shorey 1973**).

Les mouches utilisées lors des tests de comportement sont issues du traitement réalisé sur des larves du 2ème stade par les différents produits végétaux à des concentrations sub-létales. Les femelles sont vierges et âgées de 4 ou 5 jours. Les individus sont séparés à l'émergence après avoir subi une brève anesthésie par le froid, cette méthode semble être la seule méthode qui n'affecte pas le système nerveux d'insectes. Les mâles sont maintenus isolés alors que les femelles sont groupées par 5 à 10 par tube. L'isolement des mâles permet d'éviter les interactions entre mâles qui lorsqu'elles ont lieu lors de premiers jours de la vie adulte entraînent une augmentation de l'agressivité et une diminution du pourcentage d'accouplement (**Svetec et al., 2005 ; Grillet et al., 2006**).

Afin de pouvoir observer les mouches, nous avons utilisé pour les tests des tubes secs transparents de 1cm de diamètre et de 8cm de hauteur. Les tests de comportements ont toujours lieu entre 9H et 13H à une période qui correspond au premier pic d'activité

comportementale des mouches (**Grillet et al., 2006**) , dans un laboratoire possédant les mêmes conditions de température et d'humidité que celles d'élevage .

Le mâle est d'abord introduit dans le tube afin de s'habituer à ce nouvel environnement, puis la femelle. Le moment où la femelle est introduite dans la cellule correspond au temps t_0 de début du test. Les tests de parade consistent à noter le début et le nombre de chaque épisode de parade du mâle pendant une période totale d'observation de trente minutes.

A) Orientation et poursuite du mâle

Après l'agrégation des deux partenaires sexuels dans le tube du test, un mâle va s'orienter vers la femelle en utilisant sa vision. Puis, il va tapoter l'abdomen de celle-ci à l'aide de sa première paire de pattes ce qui lui permet de détecter par contact les hydrocarbures cuticulaires de la femelle. Cette dernière présente un comportement d'acceptation tout en réduisant sa locomotion pour faciliter l'accouplement (**Fig.15**).



Figure 15. Orientation du mâle vers la femelle (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 (**Fig.16**). On enregistre le temps du premier contact ainsi que le nombre d'attouchement.



Figure 16. Attouchements (Photo originale)

C) Le chant ou la vibration

Lors de la parade, les mâles produisent un chant appelé « chanson d’amour » (**Shorey, 1962**). Le chant des mâles *D. melanogaster* produit par un mouvement de haut en bas des ailes, est constitué d’un chant sinusoïdal continu appelé *sine song* (**Von Schilcher, 1976a**) et d’un chant pulsé constitué de trains de pulsations nommé *pulse song* (**Ewing et Bennet-Clark, 1968**).

Quand la femelle se déplace, le mâle la poursuit et l’encercle en vibrant des ailes afin de limiter sa fuite et de lui faire entendre son chant (**Fig.17**). On enregistre le temps de la première vibration ainsi que le nombre de vibration.



Figure 17. Chant nuptial : (Photo originale)

D) Léchage des plaques génitales de la femelle par le mâle

Le mâle lèche les génitalia de la femelle réceptive à l'aide de son proboscis, recourbe son abdomen et tente de s'accoupler. (Fig.18)



Figure 18. Léchage (Photo originale)

E) Tentative d'accouplement

Le mâle essaie 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).



Figure 19. Tentative d'accouplement (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 20. Accouplement (Photo originale)

2.8. Effet des extraits aqueux et éthanolique de *S. nigrum* sur le choix d'oviposition chez les femelles

Dans le but de déterminer le choix du site de ponte chez *D. melanogaster*, les tests se font dans les mêmes conditions de l'élevage (température et l'humidité) dont la méthode consiste à libérer les couples du test précédent (test du comportement sexuel) dans un dispositif expérimental en plastique fermé renfermant deux petites cuvettes remplies avec du milieu nutritif, l'une contenant le milieu nutritif témoin et l'autre le milieu nutritif traité avec les extraits végétaux à des concentrations sub-létales de *S. nigrum*. Ces cuvettes servant de pondoires, les œufs déposés sur chaque pondoire peuvent être dénombrés. Après 72 heures, on récupère les deux milieux et on observe à l'aide d'une loupe les œufs pondus ainsi que le nombre des larves dans chaque milieu.

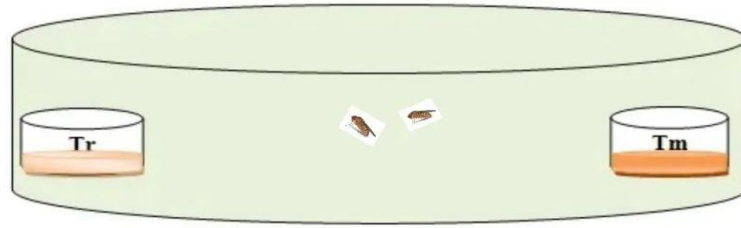


Figure 21. Procédure expérimentale pour l'évaluation de la préférence d'oviposition.

2.9. Analyse des données

En ce qui concerne les résultats obtenus pour l'étude toxicologique, nous avons calculé, selon les procédés mathématiques de Finney, les concentrations létales (CL16 , CL50 , CL85 , CL90) , les temps létaux (TL16 , TL50 , TL85 et TL90) , Slope , $f_{cl50\%}$, limite inférieure et limite supérieure pour chaque extrait utilisé lors de notre étude .

Selon la période d'exposition aux produits, la variable mesurée est le nombre des individus morts quotidiennement chez l'insecte étudié. Le taux de mortalité observé est corrigé par la formule d'Abott qui permet de connaître la toxicité réelle des produits. Les différents taux subissent une transformation angulaire d'après les tables de Bliss. Les données sont ainsi normalisées et font l'objet d'une analyse de variance sur XLStat 2009 ; celles obtenues sont alors transformées en probits, ce qui permet d'établir une droite de régression en fonction des logarithmes décimaux des concentrations utilisées. Le test Chi2 permet un bon ajustement de la droite (**Finney, 1971**). À partir de cette droite, on calcule les concentrations létales ou les temps létaux.

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 & 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).

Pour les résultats du comportement sexuel, les différents paramètres mesurés 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 & Derrij, 1992**).

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**).

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

[*RESULTATS*]

3. Résultats

3.1. Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* sur *Drosophila melanogaster*

3.1.1. Effet sur la mortalité des larves de *D. melanogaster*

Les résultats suivants indiquent les taux de mortalité chez *D. melanogaster* en fonction du temps d'exposition après traitement par différentes concentrations des extraits issus de la décoction de *S. nigrum*.

Pour la concentration 10µg/ml ; le produit provoque seulement 5% de mortalité au bout de 5 jours après traitement avec la plus faible concentration, ce taux augmente jusqu'à 60% à la fin du 15^{ème} jour d'exposition.

Comparativement à la concentration précédente ; les taux de mortalité enregistrés arrivent à 70% au 15^{ème} jour de traitement si on traite les larves de L2 de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 25µg/ml.

En ce qui concerne la concentration 50µg/ml ; les taux de la mortalité obtenus sont de 0% au 2^{ème} jour du traitement et arrivent jusqu'à 100% après 15 jours. Avec des valeurs intermédiaires au 10^{ème} jour.

Au bout de 15 jours de traitement par la concentration 75µg/ml des L2 de *D. melanogaster*, la mortalité atteint un taux maximal de 20% dont le minimum est de 0,00%.

La plus forte concentration 100µg/ml provoque un taux de mortalité de 35% Au bout de 15 jours de traitement des larves, dont le minimum est de 15%.

Les résultats montrent que les extraits aqueux de *S. nigrum* agissent sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée. La concentration 75µg/ml présente une faible activité larvicide tandis que la concentration 50µg/ml arrive à tuer 96,25% de la population à la fin du traitement. Pour les 3 concentrations (10µg/ml ; 25µg/ml ; 100µg/ml) la mortalité varie entre 30% et 40% environ. L'analyse des données indique les différences hautement significatives entre les taux de mortalité des larves enregistrés durant les 15 jours du suivi ($p : 0,02 *$; $p : 0.003 **$; $p : 0,02 *$; $p : 0,015 *$ et $p : 0.99$) (Tab. 03).

Tableau 03: Taux de mortalité causé par différentes concentrations d'extraits aqueux de *S. nigrum*

	<i>10 µg/ml</i>	<i>25 µg/ml</i>	<i>50 µg/ml</i>	<i>75 µg/ml</i>	<i>100 µg/ml</i>	F_{obs}	p
2j	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	1,25%	9,00	0,001 **
5j	0,00%	0,00%	0,00%	0,00%	1,25%	9,00	0,001 **
10j	2,50%	13,75%	11,25%	5,00%	5,00%	0,57	0,69
15j	38,75%	37,50%	96,25%	7,50%	30,00%	1,36	0,29
F_{obs}	4,23	0,01	8,76	5,27	0,032		
p	0,02 *	0,003 **	0,02 *	0,015 *	0,99		

(* : significatives ; ** : hautement significatives ; *** : très hautement significatives .)

Les résultats consignés dans le tableau **04** résument les différents paramètres toxicologiques des extraits aqueux de *S. nigrum*. Les taux de mortalité des larves sont corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 4A**). La concentration létale de 50% atteint 645,65µg/ml à 10 jours et 11,22µg/ml de l'extrait de *S. nigrum* à 15 jours d'exposition (**Tab. 4A**). 90% des larves peuvent être éliminées avec la concentration de 0,003µg/ml au bout de 15 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 23,44 jours pour les faibles concentrations et de 60,25 jours pour la concentration la plus élevée. Le TL90% atteint 331,13 jours pour la plus forte concentration (**Tab. 4B**).

Tableau 04 : Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de *S. nigrum* 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									
	<i>Droite de régression</i>	<i>CL</i> 50%	<i>CL</i> 90%	<i>CL</i> 84%	<i>CL</i> 16%	<i>Slope</i>	<i>fcl</i> 50%	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
<i>2 jours</i>	Y=-2,05+1,61X (R=0,55)	23 ,44	147,9	97,72	5,75	4,115	1,20	19,53	28,128
<i>5 jours</i>	Y=-2,05+1,61X (R=0,55)	23,44	147,9	97,72	5,75	4,115	1,20	19,53	28,128
<i>10 jours</i>	Y=2,79+0,38X (R=0,39)	645,65	1,51	263,02	1,62	199,47	1,86	347,19	1200,90
<i>15 jours</i>	Y=5,38-0,36X (R=0,123)	11,22	0,003	0,02	6,30	0,002	0,44	4,93	25,50
B									
	<i>Droite de régression</i>	<i>TL</i> 50%	<i>TL</i> 90%	<i>TL</i> 84%	<i>TL</i> 16%	<i>Slope</i>	<i>fTL</i> 50%	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
10µg/ml	Y=2,39+5,38X (R=0,898)	23,44	40,73	35,48	15,31	1,52	1,06	22,11	24,84
25 µg/ml	Y=-2,50+5,85X (R=0,902)	19,05	31,62	28,18	12,88	1,47	1,05	18,14	20,00
50 µg/ml	Y=-3,41+7,61X (R=0,893)	12,58	18,62	16,98	9,33	1,34	1,04	12,10	13,09
75 µg/ml	Y=-2,06+4,82X (R=0,902)	28,84	53,70	46,77	17,78	1,62	1,07	26,95	30,85
100µg/ml	Y=1 ,91+1,73X (R=0,815)	60,25	331,13	223,87	16,21	3,71	1,20	50,21	72,30

3.1.2. Effet sur la mortalité des adultes de *D. melanogaster*

Chez les femelles, au bout de 15 jours de traitement de *D. melanogaster* par la concentration 10µg/ml ; la mortalité atteint un taux de 100% dont le minimum est de 5,00%. Les mêmes résultats ont été enregistrés après 15 jours de traitement des adultes mâles de *D. melanogaster*.

Le traitement des adultes femelles de *D. melanogaster* par la concentration 25µg/ml provoque un taux de mortalité qui varie de 10% au 2^{ème} jour du traitement et qui arrive jusqu'à 100% après 15 jours, avec des valeurs intermédiaires au 5^{ème} jour. Une mortalité importante de 65% a été enregistrée chez les mâles après 2 jours de traitement, ce taux atteint 100 % de mortalité au bout de 13 jours.

En ce qui concerne les résultats obtenus après traitement par la concentration intermédiaire de 50µg/ml ; on observe 100% de mortalité au 15^{ème} jour de traitement chez les femelles. Par contre chez les mâles ; 100 % de la population meurt au bout de 10 jours.

Pour les plus fortes concentrations ; nous avons enregistré des taux de mortalité allant de 0,00% au 2^{ème} jour du traitement jusqu'à 100% après 15 jours de traitement avec la concentration 75µg/ml chez les deux sexes. La mortalité atteint un taux de 100% au bout de 12 jours de traitement des adultes femelles de *D. melanogaster* par la concentration 100µg/ml. Quand on traite les mâles de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 100µg/ml les taux de mortalité enregistrés arrivent à 100% au 11^{ème} jour de traitement.

Les résultats montrent que les extraits aqueux de *S. nigrum* agissent également sur la mortalité des adultes en fonction de la concentration appliquée. Pour les femelles ; toutes les concentrations utilisées arrivent à tuer 100 % de la population après 15 jours de traitement. Il existe de différence très hautement significative entre les taux mortalité enregistrée pour la concentration 75µg/ml ($p : < 0,0001$ ***), il existe également un effet du temps sur la mortalité pour les autres concentrations (**Tab. 05**).

Tableau 05 : Taux de mortalité causée par les différentes concentrations de *S. nigrum* sur les adultes femelles de *D. melanogaster*

femelle	10 µg/ml	25 µg/ml	50 µg/ml	75 µg/ml	100 µg/ml	F _{obs}	p
2j	10,00%	22,50%	6,25%	3,75%	5,00%	1,66	0,21
5j	45,00%	71,25%	33,75%	47,50%	33,75%	11,29	< 0,0001***
10j	90,00%	98,75%	96,25%	100%	87,50%	7,68	0,001**
15j	98,75%	100%	100%	100%	100%	9	< 0,0001***
F _{obs}	9,96	16,93	3,37	57,54	4,9		
p	0,01*	< 0,0001***	0,05*	< 0,0001***	0,02*		

Pour les mâles ; Il existe de différence très hautement significative entre les taux mortalité enregistrée pour la concentration 25µg/ml ($p < 0,0001$ ***), il existe un effet du temps sur la mortalité pour les autres concentrations (Tab. 06).

Tableau 06: Taux de mortalité causée par les différentes concentrations de *S. nigrum* sur les adultes mâles de *D. melanogaster*

Mâle	10 µg/ml	25 µg/ml	50 µg/ml	75 µg/ml	100 µg/ml	F _{obs}	p
2j	13,75%	32,50%	1,25%	6,25%	5,20%	8,62	0,001**
5j	51,25%	76,25%	7,50%	33,75%	17,50%	4,58	0,013*
10j	92,50%	98,75%	100%	98,75%	97,50%	3,2	0,04*
15j	97,50%	100%	100%	98,75%	100%	7,07	0,002**
F _{obs}	5,44	69,55	3,79	8	10,44		
p	0,01*	< 0,0001***	0,06	0,003**	0,001**		

(* : significatives ; ** : hautement significatives ; *** : très hautement significatives .)

Les différents paramètres toxicologiques des feuilles de *S. nigrum* sont présentés dans les tableaux 07 et 08.

Les taux de mortalité des adultes femelles sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (Tab. 7A). La concentration létale de 50% atteint 19,95 µg/ml à 5 jours et 0,073µg/ml de l'extrait de *S. nigrum* à 15 jours d'exposition (Tab. 7A). 90% des femelles meurent avec la concentration de 0,77µg/ml au bout de 15 jours (Tab. 7A).

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 femelles de *D. melanogaster* aux extraits de la plante (Tab. 7B). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 4,57 jours pour

les faibles concentrations et de 4,46 jours pour la concentration la plus élevée. Le TL90% atteint 7,41 jours pour la plus forte concentration (**Tab. 7B**).

Tableau 7 : Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de *S. nigrum* sur les adultes femelles 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									
	<i>Droite de régression</i>	<i>CL 50%</i>	<i>CL 90%</i>	<i>CL84%</i>	<i>CL16%</i>	<i>Slope</i>	<i>fcl50%</i>	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
<i>2 jours</i>	Y=4,66-0,72X (R=0,66)	0,33	0,006	0,01	7,94	0,035	0,64	0,21	0,51
<i>5 jours</i>	Y=5,52-0,40X (R=0,4)	19,95	0,012	0,07	6,02	1,65	1,06	18,82	21,15
<i>10 jours</i>	Y=5,79+0,78X (R=0,306)	0,09	4,16	1,77	0,005	18,43	1,46	0,07	0,13
<i>15 jours</i>	Y=6,42+1,25X (R=0,826)	0,073	0,77	0,44	0,011	6,32	1,29	0,06	0,1
B									
	<i>Droite de régression</i>	<i>TL50%</i>	<i>TL90%</i>	<i>TL84%</i>	<i>TL16%</i>	<i>Slope</i>	<i>fTl50%</i>	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
<i>10 µg/ml</i>	Y=2,31+4,06X (R=0,988)	4,57	9,33	7,94	2,57	1,75	1,08	4,23	4,93
<i>25 µg/ml</i>	Y=2,38+5,16X (R=0,979)	3,16	5,92	4,89	2,04	1,54	1,06	2,98	3,35
<i>50 µg/ml</i>	Y=1,05+6,13X (R=0,943)	4,36	7,07	6,30	3,01	1,44	1,05	4,15	4,58
<i>75 µg/ml</i>	Y=0,31+7,87X (R=0,961)	3,89	5,62	5,24	2,95	1,33	1,04	3,74	4,04
<i>100 µg/ml</i>	Y=1,13+5,89X (R=0,901)	4,46	7,41	6,60	3,01	1,48	1,05	4,25	4,68

Les taux de mortalité des adultes mâles sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 8A**). La concentration létale de 50% atteint 17,78 µg/ml à 5 jours et 0,04µg/ml de l'extrait de *S. nigrum* à 15 jours d'exposition (**Tab. 8A**). 90% des adultes meurent avec la concentration de 0,77µg/ml au bout de 15 jours (**Tab .8A**).

Pour les temps létaux, les résultats montrent qu'il existe une faible corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des mâles de *D.melanogaster* aux extraits de la plante (**Tab.8B**). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 4,36 jours pour les faibles concentrations et de 4,67 jours pour la concentration la plus élevée. Le TL90% atteint 7,07 jours pour la plus forte concentration (**Tab.8B**).

Tableau 08 : Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de *S. nigrum* sur les adultes mâles 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									
	<i>Droite de régression</i>	<i>CL 50%</i>	<i>CL 90%</i>	<i>CL84%</i>	<i>CL16%</i>	<i>Slope</i>	<i>fCl50%</i>	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
<i>2 jours</i>	Y=5,05-0,95X (R=0,559)	1,12	0,05	0,1	12,30	0,19	0,80	0,21	5,90
<i>5 jours</i>	Y=6,59- 1,27X (R=0,596)	17,78	1,73	3,01	107,15	0,18	0,80	14,22	22,22
<i>10jours</i>	Y=606+0,80X (R=0,387)	21,13	1,88	0,81	0,00275	3841,8	2,92	7,23	61,69
<i>15 jours</i>	Y=6,40+1,03X (R=0,471)	0,04	0,77	0,04	0,0047	4,75	1,24	0,03	0,05
B									
	<i>Droite de régression</i>	<i>TL50%</i>	<i>TL90%</i>	<i>TL84%</i>	<i>TL16%</i>	<i>Slope</i>	<i>fTL50%</i>	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
<i>10 µg/ml</i>	Y=2,67+3,63X (R=0,994)	4,36	9,77	8,12	2,34	1,86	1,09	4	4,75
<i>25 µg/ml</i>	Y=2,81+4,76 X (R=0,975)	2,88	3,46	4,57	1,77	1,61	1,07	2,69	3,08
<i>50 µg/ml</i>	Y=-0,56+8,27X (R=0,886)	4,67	6,60	6,16	3,54	1,32	1,04	4,49	4,86
<i>75 µg/ml</i>	Y=1,66+5,00X (R=0,961)	4,57	8,39	7,34	2,95	1,57	1,06	4,31	4,84
<i>100 µg/ml</i>	Y=0,10+7,21X (R=0,925)	4,67	7,07	6,45	3,46	1,36	1,04	4,49	4,85

3.1.3. Effet sur le développement de *D. melanogaster*

S. nigrum agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une accélération dans la croissance des larves en pupes et ce pour les cinq concentrations utilisées. Pour la concentration la plus faible 10 µg/ml ; 12,50% des larves traitées se transforment en pupes après un jour du traitement comparativement aux témoins qui prennent 3 jours pour atteindre le stade pupal. Nous notons également que 25% des larves traitées avec la concentration 100µg/ml arrivent au stade pupal après 1 jour d'exposition aux extraits aqueux de *S. nigrum*.

Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; 100% de la population traitée atteint le stade adulte. 1,25% des pupes traitées avec la concentration la plus forte de l'extrait végétal atteignent le stade final après 2 jours d'exposition comparativement aux témoins qui prennent 8 jours pour y arriver. Des malformations morphologiques ont été enregistrées au niveau des ailes et des pattes chez les adultes après un traitement avec les différentes concentrations des extraits aqueux de *S. nigrum* (**Fig.22**).

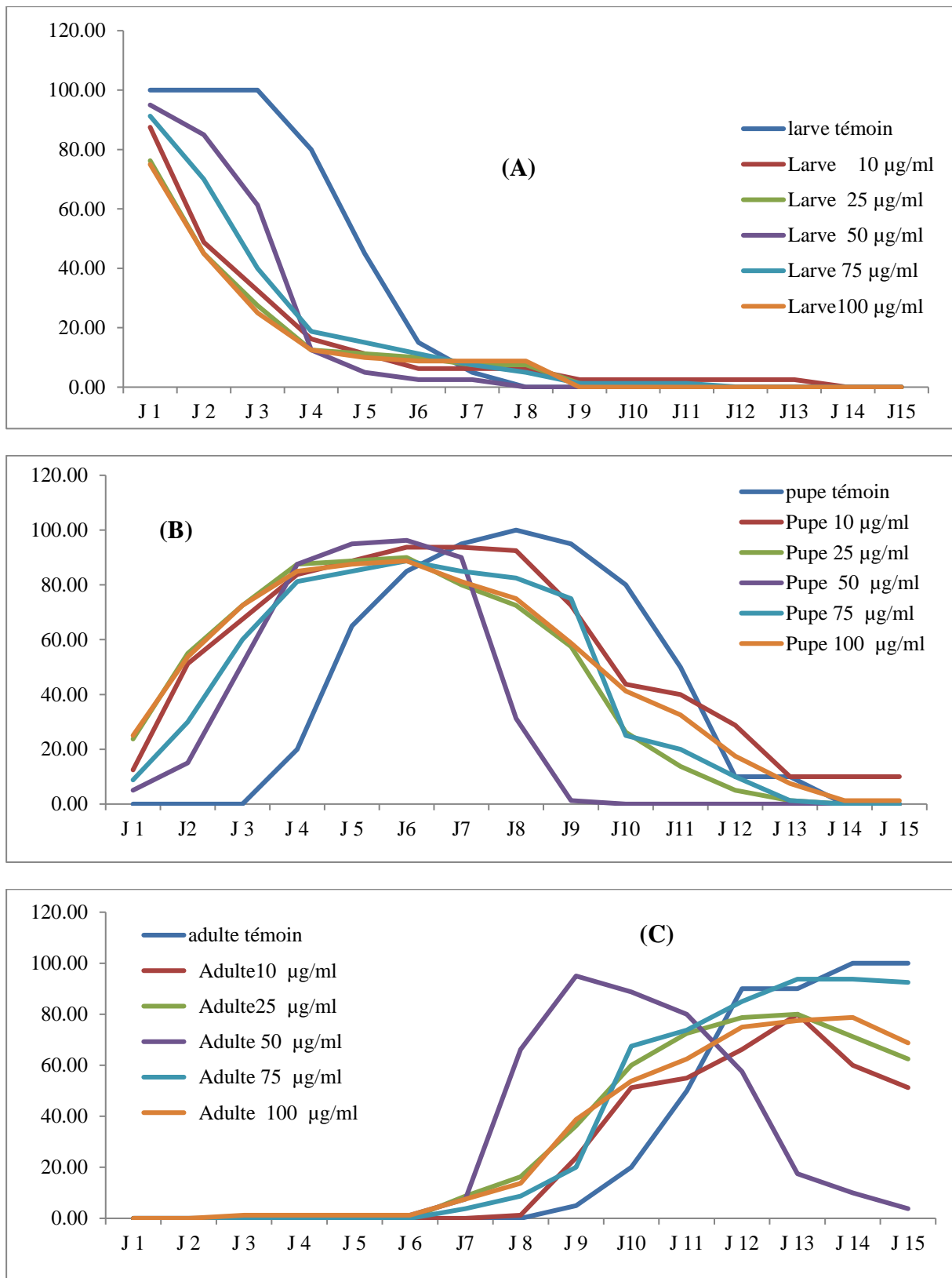


Figure 22: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* sur le développement de *D. melanogaster* (A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes)

3.1.4. Effet sur l'attractivité alimentaire de *D. melanogaster*

Attraction des larves témoins

Le premier choix

Durant les premières minutes du test, nous avons remarqué que 36% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 58% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 6% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 09**).

En ce qui concerne l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture testés, nous avons observé que 94% des larves témoins sont attirées et 6% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. Pour le choix entre les deux milieux traités, 86% des larves font leurs choix et seulement 14% des larves ne sont pas attirées (**Tab. 09**).

Tableau 09 : Le premier choix des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testés (milieu témoin et milieu traité avec l'extrait aqueux de *S. nigrum*)

N=50	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	94,00%	36,00%	-
Milieu Traité	-	58,00%	86,00%
Aucun choix	6,00%	6,00%	14,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Choix des larves témoins après 30 minutes d'observation

Après 30 minutes d'observation, nous avons remarqué que 38% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 24% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 38% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 10**).

Concernant l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 68% des larves témoins sont attirées et 32% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. Pour le choix entre les deux milieux traités, la moitié des larves font leurs choix et l'autre moitié ne le font pas. (**Tab. 10**).

Tableau 10: Choix des larves témoins après 30 minutes du test

N=50	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	68,00%	38,00%	-
Milieu Traité	-	24,00%	50,00%
Aucun choix	32,00%	38,00%	50,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Choix des larves témoins après 60 minutes d'observation

Après 60 minutes d'observation, nous avons enregistré que 34% des larves témoins ont choisi le milieu témoin et seulement 36% des larves ont choisi le milieu traité ; cependant, 30% de ces dernières ne font pas leur choix (**Tab. 11**).

En ce qui concerne l'observation du choix à 60 minutes, 74% des larves témoins préfèrent le milieu témoin tandis que 26% des larves témoins ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab. 11**).

Concernant le choix entre les deux milieux traités avec l'extrait de *S. nigrum*, 40% des larves témoins de *D.melanogaster* font leurs choix pour le milieu de culture testé et uniquement 60% des larves témoins ne font pas leur choix lors de ce test. (**Tab. 11**)

Tableau 11: Choix des larves témoins après 60 minutes du test

N=50	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	74,00%	34,00%	-
Milieu Traité	-	36,00%	40,00%
Aucun choix	26,00%	30,00%	60,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Attraction des larves traitées

Le premier choix

Comme une première observation, nous avons remarqué que 38% des larves traitées avec l'extrait aqueux de *S. nigrum* sont attirées par l'odeur du milieu témoin durant les premières minutes du test et 58% des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 4% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 12**).

En ce qui concerne l'observation de l'attraction des larves traitées par les milieux témoins, 86% d'entre elles sont attirées et 14% ne font pas leur choix (**Tab. 12**).

Pour le choix entre deux milieux traités, 96% des larves font leurs choix et sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 4% des larves ne sont pas attirées. (Tab. 12)

Tableau 12: Le premier choix des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées (milieu témoin et milieu traité avec l'extrait aqueux de *S. nigrum*)

N=50	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	86,00%	38,00%	-
Milieu Traité	-	58,00%	96,00%
Aucun choix	14,00%	4,00%	4,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Choix des larves traitées après 30 minutes d'observation

Quant aux larves traitées avec l'extrait *S. nigrum* (25µg/ml), nous avons observé que seulement 12% des larves sont attirées par l'odeur du milieu témoin durant les 30 premières minutes du test, 28% des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu traité et 60% de ces derniers ne font pas leur choix (Tab. 13).

En ce qui concerne l'observation de l'attraction des larves traitées par les milieux témoins, 42% des larves témoins sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et 58% d'entre elles ne font pas leur choix. Pour le choix entre deux milieux traités, 46% des larves font leurs choix et sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 54% des larves ne sont pas attirées (Tab. 13).

Tableau 13: Choix des larves traitées après 30 minutes du test

N=50	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	42,00%	12,00%	-
Milieu Traité	-	28,00%	46,00%
Aucun choix	58,00%	60,00%	54,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Choix des larves traitées après 60 minutes d'observation

Pour les larves traitées et au bout d'une heure d'observation, 26% d'entre elles choisissent le milieu témoin et 42% ont choisi le milieu traité, par contre 32% de ces dernières ne font pas leur choix (Tab. 14).

En ce qui concerne le choix des larves traitées pour les deux odeurs témoins, nous avons observé que 60% des larves font un choix et seulement 40% d'entre elles ne font pas leur choix. Pour le choix entre les deux milieux traités avec *S. nigrum*, nous avons enregistré que 68% des larves traitées font leurs choix par contre 32% de ces larves ne font pas leur choix (**Tab. 14**).

Tableau 14: Choix des larves traitées après 60 minutes du test

N=50	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	60,00%	26,00%	-
Milieu Traité	-	42,00%	68,00%
Aucun choix	40,00%	32,00%	32,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Temps de détection

Chez les larves témoins

En présence de deux odeurs différentes (témoin vs traitée), les larves témoins se déplacent plus lentement vers le milieu témoin avec un temps de détection de $309,700 \pm 51,404$ secondes dont le minimum enregistré est 0,000 secondes et le maximum de 1276 secondes (**Tab. 15**). Ces larves détectent plus rapidement le milieu traité avec l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25µg/ml) et mettent en moyenne de $266,900 \pm 46,436$ secondes avec un minimum de 0,000 secondes et un maximum de 1230 secondes (**Tab. 15**). La comparaison des variances montrent qu'il n'existe pas des différences significatives entre les temps de détections des deux milieux : témoin et traité ($F_{obs} = 1,225$; $p : 0,479$) (**Tab. 15**).

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 $237,780 \pm 52,296$ secondes en moyenne (**Tab. 15**). Cependant, elles mettent moins de temps pour détecter l'odeur provenant du milieu traité (**Tab. 15**).

Tableau 15 : Temps de détection (secondes) des larves témoins en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25µg/ml)]

Milieu	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Var	F _{obs}	p
Témoin X Traité	Milieu témoin	18	309,700±51,404	0,000	1276,000	132118,214	1,225	0,479
	Milieu traité	29	266,900±46,436	0,000	1230,000	107815,480		
Témoin X Témoin	A	28	316,320±61,221	0,000	1674,000	187400,100	1,370	0,273
	B	19	237,780±52,296	0,000	1376,000	136745,644		
Traité X Traité	A	21	204,280±38,436	0,000	1013,000	73864,696	1,258	0,424
	B	22	173,800±34,264	0,000	993,000	58700,816		

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

Chez les larves traitées

En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne $376,640 \pm 73,107$ et $332,620 \pm 51,943$ secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et les papiers du milieu nutritif traité avec l'extrait aqueux de *S. nigrum* (Tab. 16). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences significatives entre les temps de détection des deux odeurs ($F_{obs} = 1,981$; $p : 0,018^*$) (Tab. 16).

En outre, elles mettent entre 0,000 et 1712 secondes pour localiser l'odeur témoin et $375,020 \pm 65,708$ secondes pour l'odeur du milieu traité et ce lorsqu'on utilise deux milieux similaires dans l'acène du test (Tab. 16).

Tableau 16: Temps de détection (secondes) des larves traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml)].

Milieu	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Var	F _{obs}	P
Témoin X Traité	Milieu témoin	19	376,640±73,107	0,000	1710,000	267229,215	1,981	0,01*
	Milieu traité	29	332,620±51,943	0,000	1591,000	134905,383		
Témoin X Témoin	A	16	258,800±60,640	0,000	1712,000	183860,898	1,342	0,31
	B	27	511,720±70,243	0,000	1531,000	246703,430		
Traité X Traité	A	21	375,020±65,708	0,000	1740,000	215875,204	1,131	0,67
	B	27	340,740±61,776	0,000	1680,000	190815,788		

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

Le temps passé dans chaque milieu

Les larves témoins

On enregistre que les larves témoins passent $531,860 \pm 83,543$ secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins dont le minimum est nul et un maximum de 1634 secondes (Tab. 17). Alors que ces asticots mettent $459,220 \pm 75,521$ secondes en moyenne dans le milieu traité par l'extrait aqueux de *S. nigrum* avec un minimum de 0,000 secondes et un maximum de 1726 secondes (Tab. 17). L'étude statistique n'indique pas les différences entre les temps passé sur chaque papier (Tab. 17).

Tableau 17: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves témoins

Milieu	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Var	F _{obs}	p
Témoin X Traité	Milieu témoin	21	531,860±83,543	0,000	1634,000	348971,062	1,224	0,48
	Milieu traité	18	459,220±75,521	0,000	1726,000	285172,910		
Témoin X Témoin	A	14	622,360±100,946	0,000	3139,000	509507,868	1,303	0,35
	B	17	408,300±88,418	0,000	1724,000	390888,663		
Traité X Traité	A	28	330,940±68,152	0,000	1608,000	232234,180	1,643	0,08
	B	12	470,900±87,348	0,000	1750,000	381482,500		

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

Les larves traitées

Pour le temps passé dans le milieu qui contient des papiers témoin et d'autre imbibés dans l'extrait aqueux de *S. nigrum*, les larves traitées passent $194,700 \pm 49,137$ secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 0,000 et un maximum de 1538 secondes. Ces dernières mettent $466,000 \pm 79,047$ secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 0,000 secondes et un maximum de 1857 secondes (Tab.18). L'analyse des données indique qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps passé sur chaque papier ($F_{obs}=2,588$; $p : 0,001^{**}$) (Tab. 18).

Tableau 18 : Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves traitées

Milieu	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Var	F _{obs}	p
Témoin X Traité	Milieu témoin	25	194,70±49,13	0,00	1538,00	120723,84	2,588	0,001**
	Milieu traité	12	466,00±79,04	0,00	1857,00	312420,89		
Témoin X Témoin	A	14	176,20±45,02	0,00	1447,00	101368,36	3,036	<0,0001***
	B	29	427,56±78,45	0,00	1712,00	307744,36		
Traité X Traité	A	12	355,46±68,61	0,00	1525,00	235422,04	1,148	0,63
	B	19	416,68±73,52	0,00	1460,00	270261,20		

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

Pupation des larves témoins

En ce qui concerne l'observation de la pupation des larves au niveau des arènes après les tests du comportement alimentaire, nous avons marqué que 8% des larves font leurs choix pour la pupation dans le milieu témoin et 12% des larves dans le milieu traité, par contre 80% de ces dernières ne font pas leur choix en présence du milieu témoin et traité en même temps. (Tab. 19)

26% des larves témoins ont marqué la présence de leur pupes sur les papiers imbibés des milieux de culture témoins et 74% d'entre elles ne font pas leur choix quand les deux milieux sont témoins. Pour la pupation dans les boites contenant deux milieux traités, 16% des larves témoins font leurs choix pour la pupation dans le milieu de culture testé (Tab. 19).

Tableau 19 : Pupation des larves témoins (choix entre l'odeur du milieu témoin et le milieu traité avec l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml))

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	26,00%	8,00%	-
Milieu Traité	-	12,00%	16,00%
Aucun choix	74,00%	80,00%	84,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Pupation des larves traitées

L'observation de la chrysalide des larves traitées après les tests a montré que 14% des larves font leurs choix pour le milieu témoin, et uniquement 24% pour le milieu traité et par contre 62% de ces dernières ne font pas leur choix lorsque les deux milieux sont présents dans la boîte de test (**Tab. 20**).

En ce qui concerne l'observation de la pupation des larves traitées au niveau des arènes contenant deux milieux témoins, 40% ont marqué la présence de leur pupa sur les milieux témoins et 60% ne font aucun choix. Pour les tests de deux milieux traités, 54% des larves traitées font leurs choix pour la pupation dans le milieu de culture testée 46% ne choisissent pas ce milieu (**Tab. 20**).

Tableau 20: Pupation des larves traitées (choix entre l'odeur du milieu témoin et le milieu traité avec l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml)).

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	40,00%	14,00%	-
Milieu Traité	-	24,00%	54,00%
Aucun choix	60,00%	62,00%	46,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Indice d'attraction

Le calcul de l'indice d'attraction (IA) montre des valeurs négatives qui indiquent que l'odeur du milieu traité par l'extrait aqueux de *S. nigrum* présente un effet répulsif envers les larves de *D. melanogaster* (soit témoins ou traitées) (**Tab. 21**). Alors que les valeurs positives montrent un effet attractif pour les larves témoins. (**Tab. 21**).

Tableau 21 : L'indice d'attraction (IA) des larves de *D. melanogaster* (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml).

	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Larve témoin	0,19	-0,23	-0,023
Larve traitée	-0,25	-0,2	-0,12

3.1.5. Effet sur comportement sexuel de *D. melanogaster*

Effet sur le taux des réussites d'accouplement

Les résultats montrent que l'extrait aqueux de *S. nigrum* administré à une concentration sub létale de 25µg/ml, agit sur l'accouplement chez le couple traité ou le couple dont le mâle est traité et la femelle est témoin (**Tab. 22**). Le taux de réussite d'accouplement est de 95 % chez les couples témoins alors qu'il atteint 5% seulement lorsque les couples sont traités (composés de mâles et de femelles traités) avec la plante saharienne (**Tab. 22**). Le taux des accouplements avortés (couples qui tentent de s'accoupler sans succès) et des accouplements nuls (ni tentative, ni accouplement) est plus important chez les couples traités et les couples dont le mâle est témoin et la femelle est traitée avec un taux de 60,00% (**Tab.22**)

Tableau 22: Effets du *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le pourcentage de réussite d'accouplement de *D.melanogaster*

	% accouplement		
	Réussi	avorté	nul
♂Tm × ♀Tm	95,00%	5,00%	0,00%
♂Tm × ♀S.n	40,00%	60,00%	0,00%
♂S.n × ♀Tm	15,00%	15,00%	70,00%
♂S.n × ♀S.n	5,00%	35,00%	60,00%

[Tm : Témoin ; S.n : *S. nigrum*]

Effet sur les différentes séquences conduisant à l'accouplement

➤ *Effet sur le temps du 1^{er} contact*

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins, le temps du premier contact est d'une moyenne de 42,800 ± 9,569 secondes, avec un minimum de 4 secondes et un

maximum de 180 secondes. Alors que chez les couples traités, le temps moyen du premier contact est de $36,200 \pm 7,110$ secondes dont le minimum est zéro et le maximum est de 137 secondes (**Tab. 23**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles établissent le premier contact avec ses pattes antérieures dans 10,000 à 149,000 secondes, avec une moyenne de $42,350 \pm 8,401$ secondes (**Tab. 23**). Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de $98,550 \pm 27,690$ secondes avec un minimum de 9 secondes et un maximum de 402 secondes (**Tab. 23**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les temps enregistrés ($F_{obs}=11,724$; $p : <0,0001^{***}$) (**Tab. 23**).

Tableau 23: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le temps du 1^{er} contact

	♂Tm X ♀Tm	♂Tm X ♀Tr	♂ Tr X ♀Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy±SEM	42,80±9,56	42,35±8,40	98,55±27,69	36,20±7,11	11,724	<0,0001***
Var	1831,32	1411,60	15334,47	1011,01		
Min	4,00	10,00	9,00	0,00		
Max	180,00	149,00	402,00	137,00		

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

➤ **Effet sur le nombre des attouchements**

Chez les couples témoins, le nombre moyen des attouchements est de $44,75 \pm 3,98$ contact, avec un minimum de 15 attouchements et un maximum de 74 attouchements (**Tab. 24**). Pour les couples traités le nombre moyen des attouchements est de $25,35 \pm 3,06$ attouchements dont le minimum est zéro et le maximum est de 54 attouchements (**Tab. 24**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons noté que le nombre moyen des attouchements est de $45,75 \pm 3,40$ attouchement, avec un minimum de 13 attouchement et un maximum de 78 attouchements (**Tab. 24**). Les couples des mâles traités et des femelles témoins font 4 à 35 attouchements avec une moyenne de $17,90 \pm 1,93$ attouchement (**Tab.24**). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences significatives entre le nombre d'attouchements enregistré chez les 4 types de croisement ($F_{obs}=2,879$; $p : 0,041^*$) (**Tab. 24**).

Tableau 24 : Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le nombre des contacts

	♂Tm X ♀Tm	♂Tm X ♀Tr	♂ Tr X ♀Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy±SEM	44,75±3,98	45,75±3,40	17,90±1,93	25,35±3,06	2,879	0,041*
Var	317,67	232,09	74,93	187,50		
Min	15,00	13,00	4,00	0,00		
Max	74,00	78,00	35,00	54,00		

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

➤ *Effet 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 font leurs premières vibrations ailières dans $212,20 \pm 64,92$ secondes (**Tab. 25**). Nous avons notés une augmentation du temps de la première vibration lorsque les couples sont traitées, qui mettent en moyenne $326,85 \pm 102,73$ secondes dont le minimum est de 0,00 secondes et le maximum est de 1650 secondes (**Tab. 25**). Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles prennent de 20,00 à 840 secondes pour établir cette étape (**Tab.25**). Le temps devient plus important chez les couples lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins où nous avons enregistré un temps moyen de $433,15 \pm 89,61$ secondes, avec un minimum de zéro et un maximum de 1416 secondes (**Tab.25**). L'étude statistique indique qu'il existe des différences significatives entre les différents temps de vibrations enregistrés ($F=2,587$; $p:0,05^*$) (**Tab. 25**).

Tableau 25: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le temps de la première vibration

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy±SEM	212,20±64,92	226,50±53,01	433,15±89,61	326,85±102,73	2,587	0,05*
Var	84308,80	56209,10	160611,39	211076,76		
Min	14,00	20,00	0,00	0,00		
Max	1266,00	840,00	1416,00	1650,00		

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

➤ *Effet sur le nombre de la 1^{ère} vibration*

Chez les couples témoins, nous avons trouvé que le nombre de vibration est d'une moyenne de $38,65 \pm 4,30$ vibrations, alors qu'il est de $10,60 \pm 2,92$ vibrations chez les couples traitées (**Tab.26**). Contrairement aux couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées le nombre a augmenté et atteint 62 vibrations, lorsque les mâles sont

traitées et les femelles sont témoins le nombre de vibration est moins important que chez les couples témoins, avec une moyenne de $5,50 \pm 1,51$ vibrations et un minimum de zéro et un maximum de 26 vibrations (**Tab.26**). Au seuil de signification $\alpha= 0,05$, la comparaison des variances montre qu'il existe des différences significatives entre le nombre de vibration enregistré chez les 4 types de croisements ($F_{obs}= 3,433$; $p: 0,02^*$) (**Tab. 26**).

Tableau 26: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le nombre de vibration

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy±SEM	38,65±4,30	30,70±3,53	5,50± 1,51	10,60±2,92	3,433	0,02*
Var	369,92	249,16	46,05	170,98		
Min	12,00	5,00	0,00	0,00		
Max	99,00	62,00	26,00	61,00		

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

➤ **Effet sur le temps de premier léchage**

Chez les couples témoins, les mâles lèchent les sécrétions des femelles après un temps moyen $368,95 \pm 86,97$ secondes (**Tab.27**), tandis que chez les couples traités, ce se fait dans un temps moyen de $383,65 \pm 115,04$ secondes dont le minimum est de zéro et le maximum est de 1670 seconde (**Tab.27**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré un temps moyen de $384,30 \pm 57,69$ secondes avec un minimum de 40 secondes et maximum de 855 secondes (**Tab.27**), alors que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de 0,00 à 1416 secondes (**Tab.27**). L'analyse statistique révèle l'existence des différences significatives entre les temps de premier léchage ($F_{obs}=2,192$; $p: 0,09$) (**Tab.27**).

Tableau 27: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le temps du 1^{er} léchage

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy±SEM	368,95±86,97	384,30±57,69	349,60±97,21	383,65±115,04	2,192	0,09
Var	151291,31	66574,22	189030,04	264717,50		
Min	28,00	40,00	0,00	0,00		
Max	1455,00	855,00	1416,00	1670,00		

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

➤ *Effet sur le nombre de léchage*

Nos résultats montrent que chez les couples témoins, le nombre de léchage est d'une moyenne de $35,40 \pm 4,26$ léchages, avec un minimum de 13 léchages et maximum de 87 léchages, pour les couples traités on a une moyenne de $10,60 \pm 2,69$ léchages dont le minimum est de zéro et le maximum est de 52 léchages (**Tab.28**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traités, nous avons enregistré une moyenne de $22,40 \pm 2,90$ léchages, tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, le nombre de léchage est moins élevé que les couples témoins avec un minimum nul et maximum 20 léchage (**Tab.28**). Nous avons enregistré qu'il existe des différences hautement significatives entre le nombre de léchage observé ($F_{obs} = 5,386$; $p : 0,002^{**}$) (**Tab. 28**).

Tableau 28: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le nombre de léchage

	♂Tm X ♀Tm	♂Tm X ♀Tr	♂ Tr X ♀Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy±SEM	35,40±4,26	22,40±2,90	3,45± 1,23	10,60± 2,69	5,386	0,002**
Var	362,88	168,88	30,36	145,72		
Min	13,00	5,00	0,00	0,00		
Max	87,00	57,00	20,00	52,00		

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

➤ *Effet 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 $504,05 \pm 101,40$ secondes, avec un minimum de 37 secondes et maximum de 1516 secondes (**Tab.29**). Alors que lorsque les deux partenaires sont traités, le temps moyen est de $183,15 \pm 82,77$ secondes (**Tab.29**). Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traités, le temps moyen de la première tentative est de 0,00 à 921 secondes, avec une moyenne de $557,25 \pm 56,06$ secondes, par contre il est de 0,00 à 1010 secondes lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins (**Tab. 29**). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences significatives entre les temps de la première tentative observée chez les différents couples ($F_{obs}=2,781$; $p : 0,047^*$) (**Tab.29**).

Tableau 29: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le temps de la première tentative

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy±SEM	504,05±101,40	557,25±56,06	161,05±71,91	183,15±82,77	2,781	0,047*
Var	205666,05	62864,51	103422,68	137041,60		
Min	37,00	122,00	0,00	0,00		
Max	1516,00	921,00	1010,00	1333,00		

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

➤ **Effet 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 est d'une moyenne de 32,00 ± 2,67 tentatives dont le minimum est de 12 tentatives et le maximum est de 55,00 tentatives (**Tab. 30**). Pour les couples traités le nombre de tentatives est d'une moyenne de 3,05 ± 1,53 tentative avec un minimum nul et un maximum de 30 tentatives (**Tab. 30**).

Chez les couples des mâles témoins et des femelles traitées, nous avons enregistré de 0,00 à 47 tentatives, avec une moyenne de 27,45 ± 2,70 alors que, chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins, le nombre de tentative est de 0,00 à 7,00 tentatives, avec une moyenne de 1,25 ± 0,50 tentatives (**Tab. 30**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de tentative (F_{obs}=13,815; p < 0,0001***) (**Tab. 30**).

Tableau 30: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25µg/ml) sur le nombre de tentative.

	♂Tm X ♀Tm	♂Tm X ♀Tr	♂Tr X ♀Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy±SEM	32,00±2,67	27,45±2,70	1,25±0,50	3,05±1,53	13,815	<0,0001***
Var	142,63	146,05	5,14	46,89		
Min	12,00	6,00	0,00	0,00		
Max	55,00	47,00	7,00	30,00		

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

➤ *Effet sur le temps d'accouplement de D. melanogaster*

L'accouplement est effectué dans 1714 secondes lorsque les deux partenaires sont témoins avec une moyenne de $820,90 \pm 114,37$ secondes, quand les couples sont traités le temps est diminué et il est de 383 secondes, avec une moyenne de $19,15 \pm 19,15$ secondes, (**Tab. 31**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles traités nous avons noté un temps moyen de $391,50 \pm 125,48$ avec un maximum de 1687 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps moyen de $138,55 \pm 82,91$ secondes (**Tab. 31**). L'étude statistique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les temps du premier accouplement ($F_{obs}=13,893$; $p < 0,0001^{***}$) (**Tab.31**)

Tableau 31: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le temps du premier accouplement

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy± SEM	820,90±114,37	391,50±125,48	138,55±82,91	19,15±19,15	13,893	<0,0001***
Var	261640,41	314937,31	137500,15	7334,45		
Min	0,00	0,00	0,00	0,00		
Max	1714,00	1687,00	1200,00	383,00		

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

➤ *Effet 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 $1004,55 \pm 148,00$ secondes, alors que chez les couples traitées, elle est de $34,20 \pm 34,20$ secondes (**Tab. 32**).

Les couples des mâles témoins et des femelles traitées, la durée moyenne de l'accouplement est d'une valeur maximale de 1382 secondes, mais lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins, la durée est de 1307,00 secondes (**Tab.32**). Nous avons enregistré qu'il existe des différences très hautement significatives entre la durée d'accouplement ($F_{obs}= 15,144$; $p < 0,0001^{***}$) (**Tab.32**).

Tableau 32: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur la durée d'accouplement

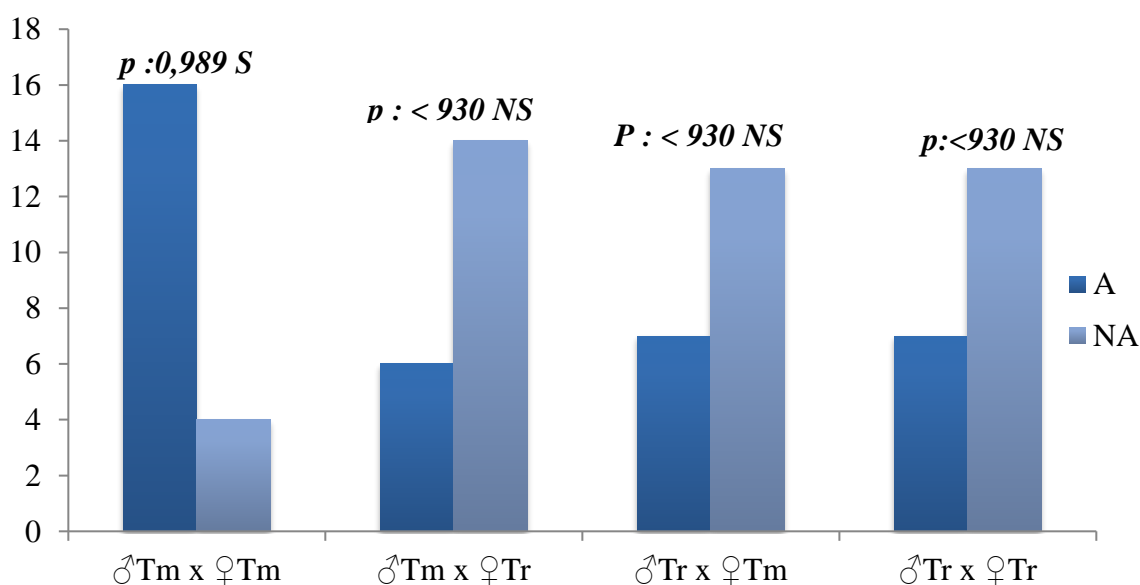
	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy± SEM	1004,55±148,00	337,55±105,90	170,85±94,95	34,20±34,20	15,144	<0,0001***
Var	438133,31	224304,26	180344,97	23392,80		
Min	0,00	0,00	0,00	0,00		
Max	1980,00	1382,00	1307,00	684,00		

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

3.1.6. Effet sur le choix d'oviposition des femelles de *D. melanogaster*

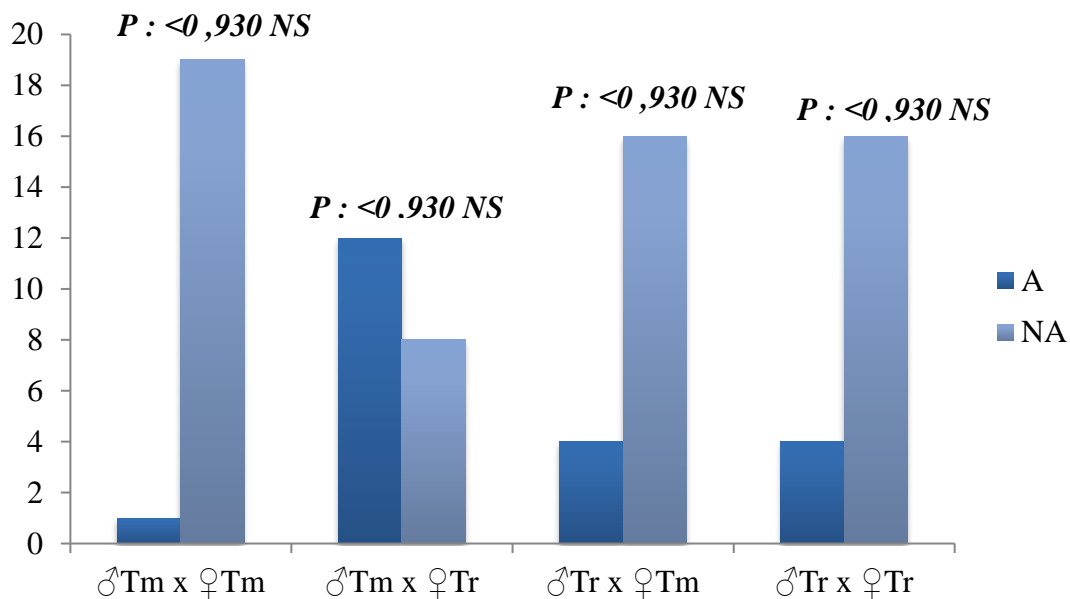
La figure suivante présente l'attractivité des femelles fécondées (qui ont subi un accouplement réussi) dans le choix du site de ponte. Il semble que les femelles témoins (n= 20) sont attirées significativement par l'odeur témoin car elles déposent 80% de leurs œufs dans le milieu témoin ($p: 0,989 S$) (**Fig.23**). Sur les 20 couples traités, 7 femelles sont attirées par le milieu témoin ($p: <0,930 NS$) (**Fig.23**). Chez les 20 couples dont le mâle est témoin et la femelle est traitée, 6 femelles sur 20 sont attirées par ce milieu tandis que chez les couples dont le mâle est traité et femelle est témoin, 7 femelles sont attirées par le milieu témoin ($p: <0,930 NS$) (**Fig.23**).

Figure 23 : Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le site de ponte témoin chez *D. melanogaster*



Alors que dans le milieu traité, aucune femelle des couples témoins n'est attirée par ce dernier ; aussi, 4 femelles sont attirées par ce milieu quand elles sont issues des accouplements de mâles et femelles traités (Fig.24). Les résultats montrent que seulement 4 à 12 femelles choisissent le milieu traité lorsque l'un des deux partenaires est traité (Fig.24).

Figure 24 : Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le site de ponte traité chez *D. melanogaster*



Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster*

Le tableau 33 présente l'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* (n= 20) en présence d'extrait aqueux de *S. nigrum*.

Les couples témoins (-0.43) et les couples dont la femelle est témoin et le mâle est traité préfèrent le milieu témoin avec un indice de préférence négative (-0,14) (Tab. 33). Les résultats montrent qu'il existe un effet répulsif de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (Tab. 33).

Un IPO positive (+0.18) a été enregistré chez les couples traités (Tab. 33). Ainsi chez les couples dont la femelle est traitée et le mâle est témoin (+0.006) ce qui montre que les femelles de ces couples sont attractives par le milieu traité (Tab. 33).

Tableau 33: Indice de préférence d’oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d’extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml)

Couple	♂Tm x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tm	♂Tr x ♀Tr
IPO	-0,43	+0,006	-0,14	+0,18

3.1.7. Effet sur la fécondité des femelles de *D.melanogaster*

Le nombre moyen d’œufs pondus pour les couples témoins sur le milieu témoin est de $32,60 \pm 4,00$ avec un minimum de 0 et un maximum de 53 œufs, par contre dans le milieu traité ; Le nombre moyen d’œufs pondus est de $12,75 \pm 3,12$ avec un minimum nul et un maximum de 57 œufs (**Tab.34**). L’analyse statistique montre qu’il n’existe pas des différences significatives entre les deux choix ($p: 0,287$) (**Tab.34**).

Les résultats montrent que les femelles témoins accouplées avec des mâles traités avec l’extrait aqueux, peuvent pondre jusqu’à 44 œufs dans le milieu témoin avec une moyenne de $9,50 \pm 3,10$ œufs et jusqu’à 47 œufs dans les milieux traités avec le même extrait dont la moyenne de $7,10 \pm 2,76$ œufs (**Tab.34**). Cependant l’analyse statistique montre qu’il n’existe pas des différences significative entre les nombres de œufs ($p : 0,618$) (**Tab.34**).

Le nombre moyen d’œufs pondus pour les couples mâles témoins et femelles traitées sur le milieu traité est, seulement, de $19,60 \pm 4,92$ œufs dont le maximum est de 85 œufs, tandis que celui déposé sur le milieu témoin est de $19,35 \pm 6,10$ œufs dont le maximum est de 111 œufs (**Tab.34**). Cependant l’analyse statistique par le test « *t* » de Student montre qu’il n’existe pas des différences significative entre nombre des œufs pondus dans les deux milieux chez ces couples ($p : 0 ,359$) (**Tab.34**).

Le nombre moyen d’œufs pondus dans le milieu témoin pour les couples composé de mâles traités et femelles traitées est d’en moyenne $2,05 \pm 0,63$ œufs dont le maximum est de 7 œufs, tandis que celui déposé sur le milieu traité est de $3,00 \pm 1,30$ œuf dont le maximum est de 18 œufs (**Tab. 34**). Cependant l’analyse statistique par le test « *t* » de Student montre qu’il existe des différences hautement significatives entre les choix établis ($p : 0,003^{**}$) (**Tab. 34**).

Tableau 34: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le nombre total des œufs pondus dans deux milieux par les femelles

A : Nombre des œufs dans le milieu témoin				
	♂Tm x ♀Tm	♂Tr x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tr
Moy± SEM	32,60 ± 4,00	9,50 ± 3,10	19,35 ± 6,10	2,05 ± 0,63
Min	0	0	0	0
Max	53	44	111	7
B : Nombre des œufs dans le milieu traité				
Moy± SEM	12,75 ± 3,12	7,10 ± 2,76	19,60 ± 4,92	3,00 ± 1,30
Min	0	0	0	0
Max	57	47	85	18
<i>t</i> obs	1,645	1,262	1,534	4,306
<i>p</i>	0,287	0,618	0,359	0,003

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; Tr : Traité]

3.1.8. Effet sur la fertilité des femelles de *D. melanogaster*

Six jours après les tests on observe jusqu'à 86 larves dans les milieux témoins et qui sont issues des accouplements des mâles et des femelles témoins dont la moyenne est de 39,30 ± 4,62 larves ; dans le milieu traité ; on observe de zéro à 68 larves avec une moyenne de 17,25 ± 4,11 (**Tab. 35**). La comparaison des moyennes montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les choix d'oviposition établis (*p* : 0,613) (**Tab. 35**).

Chez les couples de femelles témoins et mâles traités aux extraits aqueux de *S. nigrum* et dans le milieu témoin, on observe la présence de 17,15 ± 7,39 larves tandis que dans le milieu traité on observe de zéro à 26 larves uniquement (**Tab.35**). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de larves dans chaque milieu (*p* : <0,0001***) (**Tab. 35**).

Les femelles traitées et accouplées avec des mâles témoins préfèrent le milieu traité avec un maximum de 75 larves et une moyenne de 17,80 ± 4,58 et jusqu'à 59 larves dans milieu témoin avec une moyenne de 14,85 ± 3,71 (**Tab. 35**). L'analyse statistique montre aucune différence significative entre les choix d'oviposition établis (*p* : 0,368).

Les larves issues du couples traités sont en moyenne de 5,05 ± 1,45 larves dans le milieu témoin et de 8,85 ± 3,85 larves dans le milieu traité. L'analyse statistique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les choix établis (*p*: <0,0001***) (**Tab. 35**).

Tableau 35: Effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* (25 µg/ml) sur le nombre total des larves issues après éclosion des œufs

A : Nombre des larves dans le milieu témoin				
	♂Tm x ♀Tm	♂Tr x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tr
Moy± SEM	39,30 ± 4,62	17,15 ± 7,39	14,85 ± 3,71	5,05 ± 1,45
Min	0	0	0	0
Max	86	143	59	22
B : Nombre des larves dans le milieu traité				
Moy± SEM	17,25 ± 4,11	7,75 ± 2,22	17,80 ± 4,58	8,85 ± 3,85
Min	0	0	0	0
Max	68	26	75	65
<i>t</i> obs	1,265	11,058	1,522	7,067
<i>p</i>	0,613	<0,0001***	0,368	<0,0001***

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; Tr : Traité]

3.2. Effet de l'extrait éthanolique de *S. nigrum* sur *Drosophila melanogaster*

3.2.1. Effet sur la mortalité des larves

Les résultats suivants illustrent 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 *S. nigrum* dans l'éthanol.

Pour la concentration la plus faible de 0,5µg/ml ; nous avons enregistré que la mortalité des larves de *D. melanogaster* due est nulle au bout de 5 jours de traitement, elle arrive à un taux plus élevé de 5% aux 10 jours de traitement, et atteint 70 % au 15^{ème} jour de traitement par cette concentration.

Au bout de 15 jours de traitement des L2 de *D. melanogaster* par la concentration 1µg/ml, la mortalité atteint un taux maximal de 85% dont le minimum est nul, un taux moyen de 40% de mortalité est enregistré au 10^{ème} jour.

Quand on traite les larves de L2 de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 1,5µg/ml ; les taux de mortalité enregistrés arrivent à 75% au 15^{ème} jour de traitement. À 5 jour on enregistrés 0% de mortalité ce taux augment progressivement à 10 jour.

Les résultats montrent que les extraits éthanolique de *S. nigrum* agissent sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée. Toutes les concentrations utilisées présentent une bonne activité larvicide. Pour les concentrations (0,5µg/ml et 1,5µg/ml), on arrive a tués 63,75% en moyenne, de la population après 15 jours de traitement. Il existe de différence très hautement significative entre les taux de mortalité enregistrée et la concentration 1,5µg/ml ($p:<0,0001$ ***). Une mortalité importante de 75% a été enregistré après traitement par la concentration moyenne de 1 µg/ml, il n'existe pas un effet du temps sur la mortalité (**Tab. 36**).

Tableau 36: Taux de mortalité causé par différentes concentrations des extraits éthanoliques de *S. nigrum*.

	<i>0,5 µg/ml</i>	<i>1 µg/ml</i>	<i>1,5 µg/ml</i>	F_{obs}	p
<i>2j</i>	0,00%	0,00%	0,00%	4,5	0,04*
<i>5j</i>	0,00%	0,00%	0,00%	4,5	0,04*
<i>10j</i>	3,75%	40,00%	3,75%	1,27	0,32
<i>15j</i>	61,25%	75,00%	66,25%	0,05	0,94
F_{obs}	0,40	0,51	17,92		
p	0,003 **	0,67	< 0,0001***		

Les taux de mortalité des larves sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait éthanolique utilisé (**Tab.37A**). La concentration létale de 50% est de 5,62µg/ml de l'extrait de *S. nigrum* à 15 jours d'exposition (**Tab.37A**). 90% des larves meurent avec la concentration la plus faible de $2,63 \cdot 10^{-5} \mu\text{g/ml}$ au bout de 15 jours (**Tab. 37A**).

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.37B**). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 18,19 j pour les faibles concentrations et de 17,78 j pour la concentration la plus élevées. Le TL90% atteint 29,51 j pour la concentration sub-létale (**Tab.37B**).

Tableau 37 : Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide des extraits éthanoliques de *S. nigrum* sur les larves 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									
	<i>Droite de régression</i>	<i>CL_{50%}</i>	<i>CL_{90%}</i>	<i>CL_{84%}</i>	<i>CL_{16%}</i>	<i>Slope</i>	<i>fcl_{50%}</i>	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
<i>2 jours</i>	Y= 0,3-2,56X (R=0,787)	15*10 ⁻³	4,67*10 ⁻³	6,02*10 ⁻³	37*10 ⁻³	0,40	0,88	0,013	0,080
<i>5 jours</i>	Y= 0,64+1,31X (R=0,403)	3,33	4,31	4,34	2,57	1,30	1,03	3,23	3,43
<i>10 jours</i>	Y=3,83-0,72X (R=0,601)	23*10 ⁻³	3,98*10 ⁻⁴	10 ⁻³	56*10 ⁻²	0,042	0,66	0,015	0,034
<i>15 jours</i>	Y=5,18-0,24X (R=0,188)	5,62	2,63*10 ⁻⁵	4,26*10 ⁻⁴	74,13	0,08*10 ⁻⁴	0,21	1,18	26,76
B									
	<i>Droite de régression</i>	<i>TL_{50%}</i>	<i>TL_{90%}</i>	<i>TL_{84%}</i>	<i>TL_{16%}</i>	<i>Slope</i>	<i>fTl_{50%}</i>	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
0,5µg/ml	Y=-2,69+6,07X (R=0,900)	18,19	29,51	26,30	12,58	1,45	1,049	17,34	19,08
1 µg/ml	Y=1,14+3,40X (R=0,891)	13,48	32,35	26,30	6,91	1,95	1,09	12,36	14,69
1,5µg/ml	Y=-2,75+6,18X (R=0,898)	17,78	28,84	25,70	12,30	1,45	1,049	16,95	18,65

3.2.2. Effet sur la mortalité des adultes de *D. melanogaster*

Les taux de la mortalité obtenus en utilisant la concentration de 0,5µg/ml chez les femelles sont de 10% au 2^{ème} jour du traitement et arrivent jusqu'à 100% après 9 jours. Avec des valeurs intermédiaires au 5^{ème} jour. Les résultats obtenus après traitement des adultes mâles de la mouche de vinaigre par cette concentration arrivent à 100 % de mortalité Au bout de 10 jours.

Pour la concentration intermédiaire de 1 µg/ml ; les taux de mortalité enregistrés arrivent à 100% au 15^{ème} jour de traitement. Après correction des taux de la mortalité observée chez les femelles, nous avons enregistré des taux de mortalité allant de 0% au 2^{ème} jour du traitement jusqu'à 100% après 15 jours de traitement avec la concentration de 1,5 µg/ml (Tab.38). Chez les males, nous avons enregistré des taux de mortalité allant de 10% au 2^{ème} jour du traitement jusqu'à 100% après 10 jours de traitement.

Les résultats montrent que les extraits éthanoliques de *S. nigrum* agissent également sur la mortalité des adultes en fonction de la concentration appliquée. Pour les femelles ; la mortalité varie entre 86,25% et 100% après 15 jours de traitement. Il existe de différence hautement significative entre les taux de mortalité enregistrée pour la concentration 0,5µg/ml ($p : 0,006^{**}$), il existe également un effet du temps sur la mortalité pour les autres concentrations (Tab. 38).

Tableau 38 : Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de *S. nigrum* sur les adultes femelles de *D.melanogaster*.

<i>femelle</i>	<i>0,5 µg/ml</i>	<i>1 µg/ml</i>	<i>1,5 µg/ml</i>	F_{obs}	p
<i>2j</i>	13,75%	0,00%	13,75%	3,288	0,040*
<i>5j</i>	56,25%	0,00%	23,75%	1,958	0,153
<i>10j</i>	100%	25,00%	88,75%	3,670	0,028
<i>15j</i>	100%	86,25%	97,5%	3,569	0,031*
F_{obs}	9,313	4,214	1,959		
p	0,006**	0,030*	0,174		

Pour les mâles ; Il existe de différence hautement significative entre les taux mortalité enregistrée pour la concentration 1,5µg/ml ($p : 0,001^{**}$), il existe un effet du temps sur la mortalité pour les autres concentrations (Tab. 39).

Tableau 39 : Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de *S. nigrum* sur les adultes mâles de *D.melanogaster*.

<i>Mâle</i>	<i>0,5 µg/ml</i>	<i>1 µg/ml</i>	<i>1,5 µg/ml</i>	F_{obs}	p
<i>2j</i>	5,00%	0,00%	2,50%	3,826	0,025*
<i>5j</i>	50,00%	0,00%	35,00%	3,807	0,025*
<i>10j</i>	100%	16,25%	100%	3,205	0,043*
<i>15j</i>	100%	98,75%	100%	4,691	0,012*
F_{obs}	4,180	5,512	15,551		
p	0,052*	0,013*	0,001**		

Les taux de mortalité des adultes femelles sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (Tab.40A). La concentration létale de 50% atteint $5,2 \cdot 10^{-3}$ µg/ml à 5 jours et $2 \cdot 10^{23}$ µg/ml de l'extrait de *S. nigrum* à 15 jours d'exposition (Tab.40A). 90% des femelles meurent avec la concentration de $3,16 \cdot 10^{10}$ µg/ml au bout de 15 jours (Tab .40A).

Pour les temps létaux, les résultats montrent qu'il existe une faible corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des femelles de *D.melanogaster* aux extraits de la plante (Tab.40B). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 3,31 jours pour les faibles concentrations et de 4,89 jours pour la concentration la plus élevée. Le TL90% atteint 10,96 jours pour la plus forte concentration (Tab.40B).

Tableau 40: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits éthanoliques de *S. nigrum* sur les adultes femelles de *D. melanogaster*.

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

A									
	<i>Droite de régression</i>	<i>CL 50%</i>	<i>CL 90%</i>	<i>CL_{84%}</i>	<i>CL_{16%}</i>	<i>Slope</i>	<i>fcl_{50%}</i>	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
2 jours	Y=4,09-0,65X (R=0,157)	0,04	4,71*10 ⁻⁴	1,2*10 ⁻³	1,31	0,01	0,58	0,06	0,02
5 jours	Y=4,13-0,38X (R=0,078)	5,2*10 ⁻³	2,15	1,29*10 ⁻⁵	2,04	2,53*10 ⁻³	0,46	11,4*10 ⁻³	2,41*10 ⁻³
10jours	Y=7,64-0,89X (R=0,229)	912,01	33,11	70,79	11,74	38,87	1,60	570,00	1459,21
15 jours	Y=7,33-0,10X (R=0,044)	2*10 ²³	3,16*10 ¹⁰	2,51*10 ¹³	1,6*10 ³³	7,7*10 ⁻¹¹	0,05	40*10 ²³	0,1*10 ²³
B									
	<i>Droite de régression</i>	<i>TL_{50%}</i>	<i>TL_{90%}</i>	<i>TL_{84%}</i>	<i>TL_{16%}</i>	<i>Slope</i>	<i>fTl_{50%}</i>	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
0,5µg/ml	Y=1,50+6,63X (R=0,937)	3,31	5,24	4,67	2,34	1,41	1,04	3,18	3,44
1 µg/ml	Y=-3,17+7,26X(R=0,905)	13,18	1,30	18,19	9,54	1,38	1,04	12,67	13,70
1,5µg/ml	Y=2,43+3,69X (R=0,943)	4,89	10,96	9,12	2,63	1,86	1,08	4,52	5,28

Les taux de mortalité des adultes mâles sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 41A**). La concentration létale de 50% atteint $1,9 \cdot 10^{14}$ µg/ml à 5 jours et 0,07 µg/ml de l'extrait de *S. nigrum* à 15 jours d'exposition (**Tab. 41A**). 90% des adultes meurent avec la concentration de 1,38 µg/ml au bout de 15 jours (**Tab. 41A**).

Pour les temps létaux, les résultats montrent qu'il existe une faible corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des mâles de *D.melanogaster* aux extraits de la plante (**Tab.41B**). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 3,71 jours pour les faibles concentrations et de 3,89 jours pour la concentration la plus élevée. Le TL90% atteint 5,75 jours pour la plus forte concentration (**Tab.41B**).

Tableau 41: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits éthanoliques de *S. nigrum* sur les adultes mâles 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									
	<i>Droite de régression</i>	<i>CL_{50%}</i>	<i>CL_{90%}</i>	<i>CL_{84%}</i>	<i>CL_{16%}</i>	<i>Slope</i>	<i>fcl_{50%}</i>	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
<i>2 jours</i>	Y=4,70-1,55X (R=0,306)	0,64	0,1	0,14	2,75	0,22	0,82	0,52	0,78
<i>5 jours</i>	Y=3,43+0,11X (R=0,023)	1,9*10 ¹⁴	8*10 ²⁵	1,9*10 ²³	186,20	4,6*10 ¹¹	32,85	5*10 ¹²	61,1*10 ¹⁴
<i>10jours</i>	Y=6,08+0,81X (R=0,402)	0,05	1,73	0,79	2,8*10 ⁻³	18,90	1,46	0,03	0,07
<i>15jours</i>	Y=6,14+0,98X (R=0,409)	0,07	1,38	0,70	6,8*10 ⁻³	52,00	1,67	0,04	0,11
B									
	<i>Droite de régression</i>	<i>TL_{50%}</i>	<i>TL_{90%}</i>	<i>TL_{84%}</i>	<i>TL_{16%}</i>	<i>Slope</i>	<i>fTL_{50%}</i>	<i>lim.Inf</i>	<i>lim.Sup</i>
<i>0,5µg/ml</i>	Y= 0,70+7,46X (R=0,955)	3,71	5,49	5,01	2,75	1,35	1,03	3,60	3,82
<i>1 µg/ml</i>	Y=-3,68+8,20X (R=0,891)	11,22	16,21	14,79	8,51	1,31	1,03	10,89	11,55
<i>1,5µg/ml</i>	Y=0,51+7,58X (R=0,944)	3,89	5,75	5,24	2,88	1,35	1,03	3,77	4

3.2.3. Effet sur le développement de *D. melanogaster*

L'extrait éthanolique de *S. nigrum* agit significativement sur le développement de la mouche en induisant également une accélération dans la croissance des larves en pupes et ce pour les trois concentrations. 33,75% de la population traitée par la concentration 1,5µg/ml atteint le stade pupal après 1 jour d'exposition aux extraits végétaux. Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; 100% de la population traitée avec les extraits éthanoliques de *S. nigrum* atteint le stade adulte. Nous avons enregistré que 68,75% des larves traitées par la concentration intermédiaire de 1µg/ml arrivent au dernier stade du développement après 7 jours seulement (**Fig.25**).

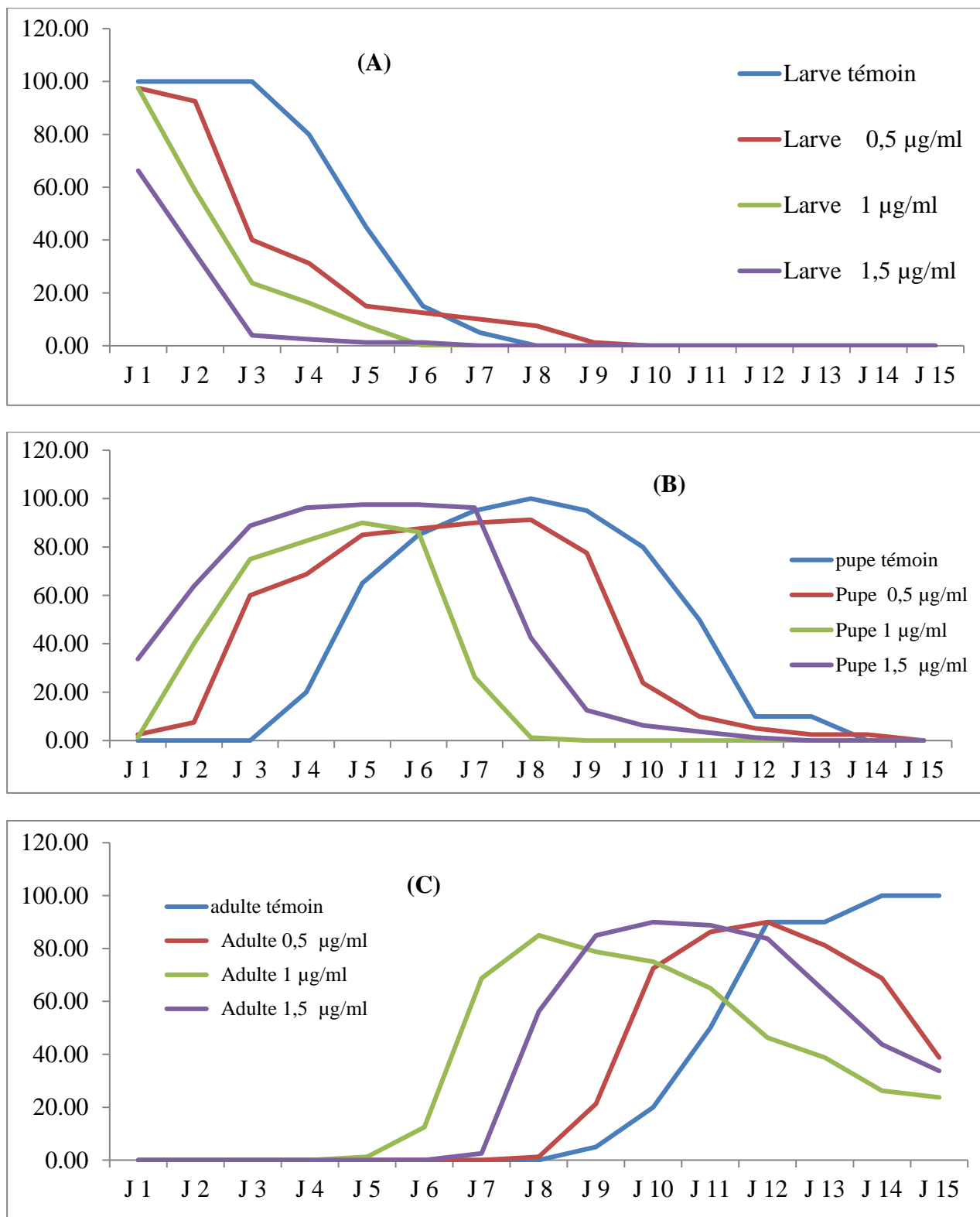


Figure 25: Effet de l'extrait éthanolique de *S. nigrum* sur le développement de *D. melanogaster* (A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes)

3.2.4. Effet sur l'attractivité alimentaire de *D. melanogaster*

Attraction des larves témoins

Le premier choix

Au début du test, nous avons remarqué que 42,00 % des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 42,00 % de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 16,00 % de ces derniers ne font pas leurs choix (**Tab. 42**).

En ce qui concerne l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 94,00 % des larves témoins sont attirées et 6,00 % d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab. 42**). Pour le choix entre les deux milieux traités, 86,00 % des larves font leurs choix et seulement 14,00 % des larves ne sont pas attirées (**Tab. 42**).

Tableau 42 : Le premier choix des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées (milieu témoin et milieu traité avec l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml)

	Larves Témoin		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	94,00%	42,00%	-
Milieu Traité	-	42,00%	86,00%
Aucun choix	6,00%	16,00%	14,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Choix des larves témoins après 30 minutes d'observation

Durant les 30 premières minutes du test, nous avons remarqué que 16,00 % des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 22,00 % d'entre elles sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 62,00 % de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.43**).

Concernant l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 68,00 % des larves témoins sont attirées et 32,00 % d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.43**). Pour le choix entre les deux milieux traités, 40,00 % des larves font leurs choix et seulement 60,00 % des larves ne sont pas attirées (**Tab.43**).

Tableau 43: Choix des larves témoins après 30 minutes du test

	Larves Témoin		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	68,00%	16,00%	-
Milieu Traité	-	22,00%	40,00%
Aucun choix	32,00%	62,00%	60,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Choix des larves témoins après 60 minutes d'observation

Au bout d'une heure d'observation, nous avons remarqué que seulement 10,00 % des larves témoins de *D. melanogaster* ont choisis le milieu témoin et 20,00 % des larves ont choisis le milieu traité avec l'extrait éthanolique de *S. nigrum* cependant, 70,00 % de ces derniers ne font pas leur choix (Tab.44).

Concernant l'observation du choix des larves témoins entre les deux milieux témoins après 60 minutes, 74,00 % des larves témoins préfèrent le milieu témoin tandis que 26,00 % des larves témoins ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (Tab.44). En observant le choix entre les deux milieux traités seulement 42,00 % des larves témoins font leurs choix pour le milieu de culture testé et 58% des larves témoins ne font pas leur choix lors de ce test (Tab. 44).

Tableau 44: Choix des larves témoins après 60 minutes du test

	Larves Témoin		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	74,00%	10,00%	-
Milieu Traité	-	20,00%	42,00%
Aucun choix	26,00%	70,00%	58,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Attraction des larves traitées

Le premier choix

Durant les premiers minutes du test, nous avons observé que 52,00 % des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 40,00 % de ces asticots préfèrent l'odeur du milieu traité, par contre 8,00 % de ces derniers ne font pas leur premier choix (Tab.45).

Pour l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 66,00 % des larves traitées sont attirées et seulement 34,00% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (Tab.45).

Concernant le choix entre les deux milieux traités, 78,00 % des larves font leurs choix et 22,00 % des larves ne sont pas attirées (Tab.45).

Tableau 45 : Le premier choix des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testés (milieu témoin et milieu traité avec l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml)

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	66,00%	52,00%	-
Milieu Traité	-	40,00%	78,00%
Aucun choix	34,00%	8,00%	22,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Choix des larves traitées après 30 minutes d'observation

Après 30 minutes d'observation des larves traitées avec l'extrait de *S. nigrum*, nous avons remarqué que 22,00 % des larves sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 38,00 % des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 40,00 % de ces derniers ne font pas leur choix (Tab. 46).

Pour l'observation de l'attraction des larves traitées par les milieux témoins, 8,00 % seulement des larves témoins sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et 92,00 % d'entre elles ne font pas leur choix (Tab. 46).

Concernant le choix entre deux milieux traités, 48,00 % des larves sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 52,00 % des larves ne sont pas attirées (Tab.46).

Tableau46: Choix des larves traitées après 30 minutes du test.

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	8%	22%	-
Milieu Traité	-	38%	48%
Aucun choix	92%	40%	52%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Choix des larves traitées après 60 minutes d'observation

Au bout d'une heure d'observation, 16,00 % des larves traitées par l'extrait de *S. nigrum* ont choisis le milieu témoin et 36,00 % sont attirées par le milieu traité, par contre 48,00 % de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.47**).

Pour le choix des larves traitées à 60 minutes pour les deux odeurs témoins, 42,00% des larves font un choix et 58,00% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab.47**).

En ce qui concerne le choix des larves traitées entre les deux milieux de culture testés mélangés avec l'extrait de *S. nigrum*, 66,00% des larves traitées font leurs choix tandis que 34,00% de ces larves ne font pas leur choix (**Tab.47**).

Tableau 47: Choix des larves traitées après 60 minutes du test

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	42,00%	16,00%	-
Milieu Traité	-	36,00%	66,00%
Aucun choix	58,00%	48,00%	34,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Le temps de détection

Chez les larves témoins

Face à deux odeurs différentes (témoin vs traitée), les larves témoins se déplacent rapidement vers le milieu témoin avec un temps de latence moyen de $289,04 \pm 62,16$ secondes (le temps minimal est nul et le maximum est de 1710 secondes), et plus lentement elles détectent le milieu traité avec l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5µg/ml) avec une moyenne de $391,40 \pm 57,46$ secondes avec un minimum de 0,00 secondes et un maximum de 1419 secondes (**Tab.48**). La comparaison des variances montrent qu'il n'existe pas des différences significatives entre les temps de détection des deux milieux ($F_{obs} = 1,17 ; p : 0,58$) (**Tab.48**).

Tableau 48: Temps de détection (secondes) des larves témoins en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml)]

Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F _{obs}	P
Témoin X Traité	Milieu témoin	21	289,04±62,16	0,00	1710,00	193205,75	1,17	0,58
	Milieu traité	21	391,40± 57,46	0,00	1419,00	165126,28		
Témoin X Témoin	A	28	316,32±61,22	0,00	1674,00	187400,10	1,37	0,27
	B	19	237,78±52,29	0,00	1376,00	136745,64		
Traité X Traité	A	20	373,38±70,33	0,00	1660,00	247337,62	1,71	0,06
	B	23	328,38±53,75	0,00	1172,00	144466,48		

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

Chez les larves traitées

En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne 259,98 ± 44,26 et 331,46 ± 48,81 secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5µg/ml) (Tab.49). De plus, elles mettent entre 0 et 1305 secondes pour localiser l'odeur témoin et 192,26 ±47,05 secondes pour l'odeur traitée lorsqu'on utilise deux milieux similaires dans l'acène du test (Tab.49).

Tableau 49 : Temps de détection (secondes) des larves traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml)].

Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F _{obs}	P
Témoin X Traité	Milieu témoin	25	259,98±44,26	0,00	1068,00	97970,22	1,21	0,49
	Milieu traité	20	331,46±48,81	0,00	1244,00	119125,64		
Témoin X Témoin	A	15	314,94±59,57	0,00	1305,00	177469,24	1,88	0,06
	B	18	179,42±40,08	0,00	1127,00	80328,33		
Traité X Traité	A	23	246,74±56,17	0,00	1620,00	157787,17	1,42	0,21
	B	15	192,26±47,05	0,00	1403,00	110688,84		

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

Le temps passé dans chaque milieu

Les larves témoins

On enregistre que les larves témoins passent en moyenne $161,56 \pm 41,19$ secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 0,00 secondes et un maximum de 1419 secondes (**Tab.50**). Les asticots qui ont choisis le milieu traité avec l'extrait éthanolique (0,5 µg/ml) mettent $317,12 \pm 71,37$ secondes sur les papiers avec un minimum nul et un maximum de 1741 secondes (**Tab. 50**).

Tableau 50: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves témoins

Milieu	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Var	F _{obs.}	p
Témoin X Traité	Milieu témoin	18	161,56 ± 41,19	0,00	1419,00	84864,74	3,002	0,000
	Milieu traité	24	317,12 ± 71,37	0,00	1741,00	254742,10		
Témoin X Témoin	A	30	622,36 ± 100,94	0,00	3139,00	509507,86	1,303	0,357
	B	17	408,30 ± 88,41	0,00	1724,00	390888,66		
Traité X Traité	A	19	299,64 ± 72,17	0,00	1657,00	260449,94	2,029	0,015
	B	24	229,22 ± 50,66	0,00	1584,00	128342,13		

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

Les larves traitées

Pour le temps passé dans le milieu qui contient des papiers témoin et d'autre imbibés dans l'extrait éthanolique de *S. nigrum*, les larves traitées passent $364,68 \pm 76,99$ secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 0 et un maximum de 1723 secondes. Ces dernières mettent $458,96 \pm 81,55$ secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum nul et un maximum de 1706 secondes en présence des deux odeurs différents (**Tab.51**). La comparaison des variances montrent qu'il n'existe pas des différences significatives entre les temps enregistrés ($F_{obs}=1,12$; $p : 0,68$) (**Tab.51**).

Tableau 51: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves traitées par l'extrait éthanolique de *S. nigrum*

Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F _{obs}	P
Témoin X Traité	Milieu témoin	17	364,68 ± 76,99	0,00	1723,00	296369,16	1,12	0,68
	Milieu traité	23	458,96 ± 81,55	0,00	1706,00	332556,57		
Témoin X Témoin	A	21	239,36 ± 60,83	0,00	1417,00	185018,88	1,15	0,2
	B	12	148,66 ± 49,32	0,00	1500,00	121660,10		
Traité X Traité	A	20	338,98 ± 74,79	0,00	1694,00	279728,87	1,07	0,80
	B	19	361,26 ± 77,47	0,00	1593,00	300111,70		

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

Pupation des larves témoins

Concernant l'observation de la pupation des larves témoins en présence du milieu témoin et traité en même temps, nous avons noté que 6,00 % des larves choisissent le milieu témoin ; tandis que 10,00 % d'entre elles choisissent la pupation dans le milieu traité et 84,00 % de ces derniers ne font pas leur choix en présence du milieu témoin et traité en même temps. (Tab.52).

Les mêmes résultats sont observés avec les tests de confirmation du choix. 26,00 % des larves témoins ont marqué la présence de leur pupes sur les papiers imbibés des milieux de culture témoins et 74,00 % d'entre elles ne font pas leur choix quand les deux milieux sont témoins (Tab.52). Pour la pupation dans les boîtes contenant deux milieux traités, 30,00 % des larves témoins ont choisis la pupation dans le milieu de culture testé comme on note que 70,00 % de ces dernières ne font pas leur choix (Tab.52).

Tableau 52: Pupation des larves témoins (choix entre l'odeur du milieu témoin et le milieu traité avec l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml))

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	26,00%	6,00%	-
Milieu Traité	-	10,00%	30,00%
Aucun choix	74,00%	84,00%	70,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Pupation des larves traitées

L'observation de la pupation (la chrysalide) des larves traitées après les tests du comportement alimentaire a montré que 8,00 % des larves font leurs choix pour le milieu témoin et seulement 20,00 % pour le milieu traité et par contre la majorité (72,00 %) de ces derniers ne font pas leur choix entre les deux milieux témoin et traité (**Tab.53**).

Pour l'observation de choix de la pupation des larves traitées entre les deux milieux témoins, 24,00 % des asticots choisis les milieux témoins et 76,00 % ne font aucun choix (**Tab.53**). En ce qui concerne l'observation de la pupation des larves traitées au niveau des arènes contenant deux milieux traités 54,00 % ne font aucun choix c'est-à-dire on trouve la pupa sur le milieu gélosé (**Tab.53**).

Tableau 53: Pupation des larves traitées (choix entre l'odeur du milieu témoin et le milieu traité avec l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml))

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Milieu Témoin	24,00%	8,00%	-
Milieu Traité	-	20,00%	46,00%
Aucun choix	76,00%	72,00%	54,00%

[Tm : Témoin ; Tr : Traité]

Indice d'attraction

Le calcul de l'indice de réponse (IA) confirme les résultats obtenus dans les tableaux précédents et montre des valeurs positives pour les larves traitées et des valeurs nulles pour les larves témoins ce qui explique que ces dernières ne sont pas attirées par les deux milieux. Une attraction importante des larves traitées à ce produit (**Tab. 54**).

Tableau 54: L'indice d'attraction (IA) des larves de *D. melanogaster* (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml).

	Tm x Tm	Tm x Tr	Tr x Tr
Larve témoin	+0,19	0	-0,06
Larve traitée	-0,09	+0,13	+0,17

3.2.5. Effet de l'extrait éthanolique de *S. nigrum* sur le comportement sexuel

Les résultats montrent que l'extrait éthanolique de *S. nigrum* administré à une concentration sub létale de 0,5µg/ml agit sur l'accouplement chez la mouche lorsque l'un des deux sexes est traité. Le taux de réussite d'accouplement atteint 5,00 % seulement pour les deux croisements (des mâles traités X femelles témoins ou des mâles témoins X femelles traitées) (Tab.55). Le taux des accouplements avortés (couples qui tentent de s'accoupler sans succès) est plus important chez les couples traités tandis que des accouplements nuls (ni tentative, ni accouplement) est plus important chez les couples composés des mâles traités (85,00 %) (Tab.55).

Tableau 55: Effets d'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de *D. melanogaster*

	% accouplement		
	réussi	avorté	Nul
♂Tm x ♀Tm	95,00%	5,00%	0,00%
♂S. n x ♀S. n	20,00%	40,00%	40,00%
♂Tm x ♀S. n	5,00%	15,00%	80,00%
♂S. n x ♀Tm	5,00%	10,00%	85,00%

Effet sur les séquences comportementales

- *Effet d'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/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 42,80 ± 9,56 secondes, avec un minimum de 4 secondes et un maximum de 180 secondes. Alors que chez les couples traités le temps moyen du premier contact est de 121,55 ±30,53 secondes dont le minimum est 11 secondes et le maximum est de 611 secondes (Tab.56).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles établissent le premier contact avec ses pattes antérieures dans 0,00 à 206 secondes, avec une moyenne de 68,35 ±12,08 secondes. Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de 170,70 ±21,12 secondes avec un minimum de 0 secondes et un maximum de 358 secondes (Tab.56). La comparaison des

variances montre qu'il existe des différences significatives entre les temps enregistrés ($F_{obs}=3,89; p : 0,01^*$) (Tab.56).

Tableau 56: Effet d'extrait éthanologique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le temps du premier contact

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy ±SEM	42,80 ± 9,56	68,35±12,08	170,70±21,12	121,55±30,53	3,89	0,01*
Var	1831,32	2920,45	8923,58	18650,47		
Min	4,00	0,00	0,00	11,00		
Max	180,00	206,00	358,00	611,00		

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

➤ **Effet d'extrait éthanologique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le nombre des contacts**

Chez les couples témoins, le nombre moyen des attouchements est de 44,75 ±3,98 attouchement, avec un minimum de 15 attouchements et un maximum de 74 attouchements (Tab.57). Pour les couples traités le nombre moyen des contacts est de 20,85 ±2,24 contact avec un minimum est 4 et un maximum est de 42 attouchements (Tab. 57).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons noté que le nombre d'attouchements est moins important et atteint 17,35 ±2,11 attouchements (Tab.57); tandis que les mâles traités et les femelles témoins font 0 à 35 attouchements avec une moyenne de 15,65 ± 2,50 attouchements (Tab.57). L'analyse statique montre qu'il existe des différences hautement significatives entre le nombre d'attouchement ($F_{obs}=4,37 ; p : 0,007^{**}$) (Tab. 57).

Tableau 57: Effet d'extrait éthanologique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le nombre d'attouchement.

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy ±SEM	44,75 ± 3,98	17,35±2,11	15,65±2,50	20,85±2,24	4,37	0,007**
Var	317,67	89,08	125,39	101,18		
Min	15,00	0,00	0,00	4,00		
Max	74,00	33,00	35,00	42,00		

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

➤ *Effet d'extrait éthanologique de S. nigrum (0,5 µg/ml) sur le temps de la première vibration*

Pour le temps de la première vibration, nous avons notés une diminution du temps de vibration lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, qui mettent en moyenne $198,45 \pm 41,72$ secondes dont le minimum est de 0,00 secondes et le maximum est de 562 secondes (**Tab.58**).

Le temps devient plus important chez les couples lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins où nous avons enregistré un temps moyen de $403,95 \pm 59,50$ secondes, avec un minimum de 0,00 secondes et un maximum de 920,00 secondes (**Tab. 58**). L'étude statistique indique qu'il n'existe pas des différences significatives entre les différents temps de vibrations enregistrés ($F_{obs}=0,43$; $p:0,73$) (**Tab.58**).

Tableau 58: Effet d'extrait éthanologique de S. nigrum (0,5 µg/ml) sur le temps de la première vibration

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy±SEM	212,20±64,92	198,45±41,72	403,95±59,50	211,05±55,47	0,43	0,73
Var	84308,80	34825,52	70811,73	61547,83		
Min	14,00	0,00	0,00	0,00		
Max	1266,00	562,00	920,00	770,00		

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

➤ *Effet de l'extrait éthanologique de S. nigrum (0,5 µg/ml) sur le nombre de vibrations*

Après traitement avec l'extrait éthanologique de notre plante saharienne, le nombre de vibrations ailières chez les couples traités est de $11,70 \pm 3,45$ vibrations (**Tab.59**), atteint 15 vibrations chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées et arrive jusqu'à 32 vibrations lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins (**Tab. 59**). Au seuil de signification $\alpha= 0,05$, la comparaison des variances montre qu'il existe des différences hautement significatives entre le nombre de vibration ($F_{obs}= 5,59$; $p: 0,002^{**}$) (**Tab.59**).

Tableau 59: Effet d'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le nombre de vibrations

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy ±SEM	38,65±4,30	5,30± 1,19	9,73± 1,72	11,70± 3,45	5,59	0,002**
Var	369,92	28,43	56,76	238,32		
Min	12,00	0,00	0,00	0,00		
Max	99,00	15,00	32,00	53,00		

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

➤ *Effet de l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le temps de premier léchage*

Chez les couples traités, nous avons notés que le premier léchage se fait dans 208,75±58,38 secondes (**Tab.60**). Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré un temps moyen de 154,05 ± 52,34 secondes avec un minimum de 0,00 secondes et maximum de 621 secondes, alors que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de 0,00 à 1100 secondes (**Tab.60**). L'analyse statistique révèle les différences significatives entre les temps du premier léchage (**F_{obs} = 4,08; p : 0,01***) (**Tab. 60**).

Tableau 60: Effet d'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le temps du premier léchage.

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy ±SEM	368,95±86,97	154,05±52,34	320,70±87,45	208,75±58,38	4,08	0,01*
Var	151291,31	54796,89	152978,22	68179,77		
Min	28,00	0,00	0,00	0,00		
Max	1455,00	621,00	1100,00	780,00		

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

➤ *Effet de l'extrait éthanolique de *S. nigrum* sur le nombre de léchages*

Nos résultats montrent que chez les couples témoins, le nombre de léchage arrive jusqu'à 87 léchages tandis que pour les couples traités on a une moyenne de 7,20±1,96 léchages dont le minimum est nul et le maximum est de 28 léchages (**Tab.61**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré une moyenne de 2,60±0,90 léchages, par contre chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, le nombre de léchages est moins élevé et varie de 0 à 12 léchages (**Tab. 61**). Nous

avons enregistré qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de léchage observé chez les quatre croisements ($F_{\text{obs}}= 14,20$; $p : <0,0001^{***}$) (Tab. 60).

Tableau 61: Effet d'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le nombre de léchages.

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	P
Moy ±SEM	35,40±4,26	2,60± 0,90	3,00±0,88	7,20±1,96	14,20	<0,0001***
Var	362,88	16,46	15,78	76,80		
Min	13,00	0,00	0,00	0,00		
Max	87,00	15,00	12,00	28,00		

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

➤ **Effet de l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le temps de la première tentative d'accouplement**

Chez les couples où les deux partenaires sont traités le temps moyen de la première tentative d'accouplement est de 235,80±65,26 secondes (Tab.62). Ce temps est moins important chez les couples dont l'un des deux partenaires est traité ; nous avons enregistré que chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, le temps moyen de la première tentative est moins important, il est de 74,10 ±37,98 secondes, en moyenne et il arrive à 152,20 ±83,42 secondes lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins (Tab.62). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps des premières tentatives d'accouplement ($F_{\text{obs}}=6,03$; $p : 0,001^{**}$) (Tab.62).

Tableau 62: Effet d'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le temps de la première tentative.

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy ±SEM	504,05±101,40	74,10±37,98	152,20±83,42	235,80±65,26	6,03	0,001**
Var	205666,05	28858,20	139195,85	85193,85		
Min	37,00	0,00	0,00	0,00		
Max	1516,00	562,00	1100,00	948,00		

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

➤ *Effet de l'extrait éthanologique de S. nigrum (0,5 µg/ml) sur le nombre de tentatives d'accouplement*

Les résultats de cette étude montrent que le nombre des tentatives effectuées est important chez les couples témoins. Pour les couples traités le nombre de tentatives est de 0 à 31 tentatives dont la moyenne est de $7,15 \pm 2,21$ (Tab.63). Le nombre de tentatives le moins important est observé chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de 0,00 à 4 tentatives, avec une moyenne de $0,50 \pm 0,28$ tentatives ; enfin chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, le nombre de tentatives d'accouplement est de 0,00 à 5,00 tentatives, avec une moyenne de $0,75 \pm 0,35$ tentatives (Tab.63). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de tentatives d'accouplement ($F_{obs}=20,63$; $p: <0,0001^{***}$) (Tab. 63).

Tableau 63: Effet d'extrait éthanologique de S. nigrum (0,5 µg/ml) sur le nombre de tentatives d'accouplement

	♂Tm X ♀Tm	♂Tm X ♀Tr	♂ Tr X ♀ Tm	♂Tr X ♀Tr	F _{obs}	p
Moy ±SEM	32,00±2,67	0,75±0,35	0,50±0,28	7,15±2,21	20,63	<0,0001***
Var	142,63	2,51	1,63	97,71		
Min	12,00	0,00	0,00	0,00		
Max	55,00	5,00	4,00	31,00		

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

➤ *Effet de l'extrait éthanologique de S. nigrum (0,5 µg/ml) sur le temps d'accouplement de D. melanogaster*

L'accouplement est effectué dans $820,90 \pm 114,37$ secondes lorsque les deux partenaires sont témoins ; quand les couples sont traités le temps d'accouplement est de $136,80 \pm 71,24$ secondes ; cela signifie que l'extrait éthanologique de la plante *S. nigrum* agit significativement sur cette séquence chez les adultes de *D. melanogaster* (Tab.64).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles traités nous avons notés un temps moyen de $25,70 \pm 25,70$ secondes avec un minimum de 0,00 secondes et maximum de 514 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps moyen de $82,50 \pm 82,50$ secondes, dont le minimum est nul et le maximum est de 1650 secondes (Tab.64). L'étude statistique montre qu'il existe

des différences très hautement significatives entre le temps d'accouplement ($F_{obs} = 8,05$; $p < 0,0001^{***}$) (Tab.64).

Tableau 64: Effet d'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le temps du premier accouplement.

	♂Tm X ♀Tm	♂Tm X ♀Tr	♂Tr X ♀Tm	♂Tr X ♀Tr	F_{obs}	p
Moy±SEM	820,90±114,37	25,70±25,70	82,50±82,50	136,80±71,24	8,05	<0,0001***
Var	261640,41	13209,80	136125,00	101527,85		
Min	0,00	0,00	0,00	0,00		
Max	1714,00	514,00	1650,00	1100,00		

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

➤ *Effet de l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/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 1004,55±148,00 secondes, alors que chez les couples traités, elle est 208,80±100,98 secondes (Tab.65). Les couples des mâles témoins et des femelles traitées, la durée moyenne de l'accouplement est de 0,00 à 1346 secondes, mais lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins, la durée est de 0,00 à 150,00 secondes (Tab.65). Nous avons enregistré qu'il existe des différences très hautement significatives entre la durée des accouplements réussis ($F_{obs} = 20,21$; $p < 0,0001^{***}$) (Tab.65).

Tableau 65: Effet d'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur la durée d'accouplement.

	♂Tm X ♀Tm	♂Tm X ♀Tr	♂Tr X ♀Tm	♂Tr X ♀Tr	F_{obs}	p
Moy±SEM	1004,55±148,00	67,30± 67,30	7,50±7,50	208,80±100,98	20,21	<0,0001***
Var	438133,31	90585,80	1125,00	203946,80		
Min	0,00	0,00	0,00	0,00		
Max	1980,00	1346,00	150,00	1560,00		

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

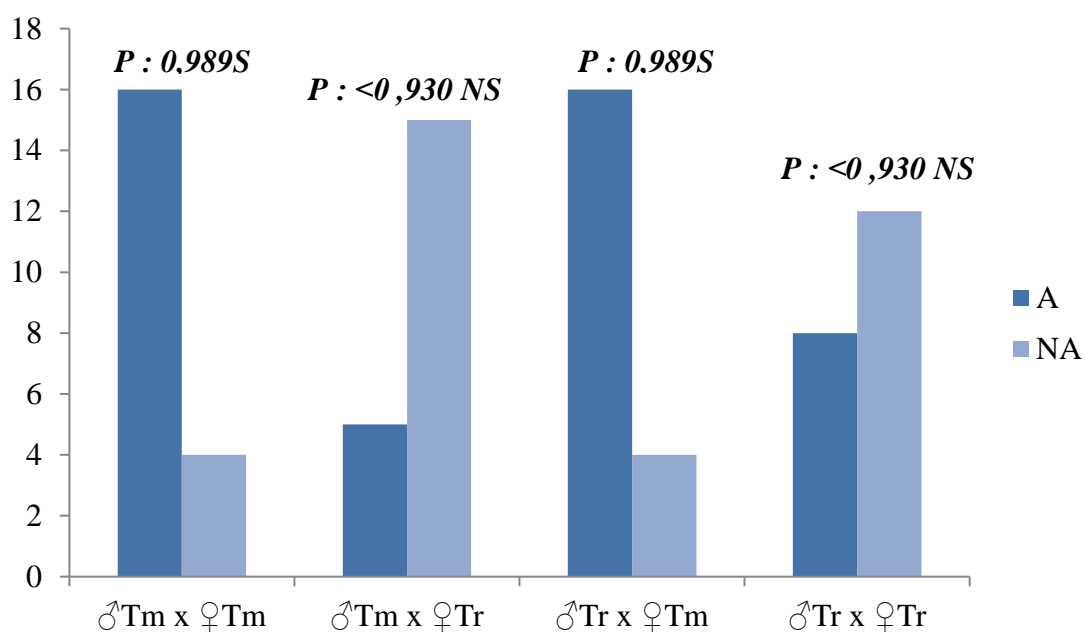
3.2.6. Effet de *S. nigrum* sur le choix d'oviposition des femelles de *D. melanogaster*

La figure présente l'attractivité des femelles accouplées après traitement avec l'extrait éthanolique de la plante dans le choix du site de ponte. Comme pour les tests de l'extrait

aqueux de la plante, 80% les femelles témoins choisissent le milieu témoin tandis que chez les couples traités testés, seulement 8 femelles sont attirées par ce milieu ($p : <0,930 NS$).

Chez les 20 couples dont le mâle est témoin et la femelle est traitée, 25% des femelles sont attirées comparativement au croisement où la femelle est témoin et le mâle est traité ; 16 femelles préfèrent pondre leurs œufs dans le milieu témoin ($p : 0,989S$).

Figure 26 : Effet de l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le site de ponte témoin chez *D. melanogaster*

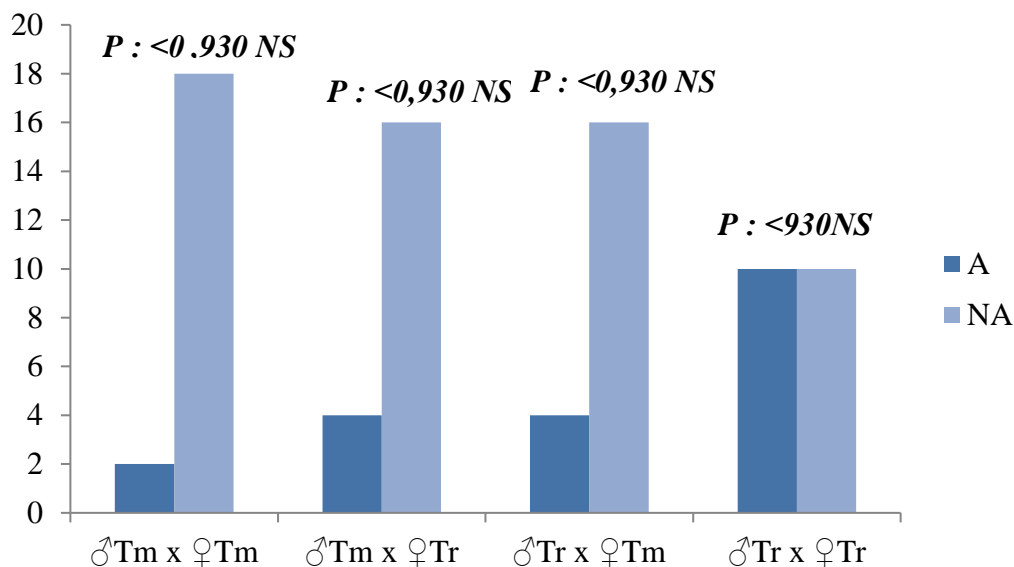


10% des femelles témoin pondent ses œufs dans le milieu traité avec l'extrait éthanolique (**Fig.27**). Chez les couples traités testés, 2 femelles seulement sont attirées par leur milieu initial qui est le milieu mélangé avec l'extrait éthanolique de *S. nigrum* ($p : <0,930NS$) (**Fig.27**).

Chez les 20 couples dont le mâle est témoin et la femelle est traitée, 4 seulement, pondent ses œufs dans le milieu traité. (**Fig.27**).

En analysant le comportement des femelles issues du croisement femelles témoins et mâles traités envers le milieu traité au *S. nigrum* (0,5µg/ml), les femelles présentent une aversion envers l'odeur de ce milieu traité avec (4 femelles avec $p : <0,930 NS$) (**Fig.27**).

Figure 27 : Effet de l'extrait éthanologique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le site de ponte traité chez *D. melanogaster*



Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanologique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml)

Le tableau 66 présente l'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melangaster* (n= 20) en présence d'extrait éthanologique de *S. nigrum*.

Les couples témoins et les couples dont la femelle est témoin et le mâle est traité préfèrent le milieu témoin avec un indice de préférence négative (-0,43) et (-0,15), respectivement (**Tab.66**). Les résultats montrent qu'il existe un effet répulsif de l'extrait éthanologique de *S. nigrum* qui n'attire pas les femelles *D. melanogaster* (**Tab.66**).

Un IPO positive a été enregistré chez les couples traités (+0,014) et chez les couples composés de femelles traitées et mâles témoins (+0 ,011) (**Tab.66**). Cependant les résultats montrent une attraction appréciable sur le milieu traité c'est-à-dire l'extrait éthanologique attire les femelles de *D. melangaster* issues de ces derniers croisements (**Tab.66**).

Tableau 66: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanologique de *S. nigrum* (0,5µg/ml)

Couple	♂Tm x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tm	♂Tr x ♀Tr
IPO	-0,43	+0,11	-0,15	+0,014

3.2.7. Effet de *S. nigrum* sur la fécondité des femelles de *D. melanogaster*

Les résultats montrent que les femelles témoins accouplées avec des mâles traités, peuvent pondre jusqu'à 54 œufs dans le milieu témoin dont la moyenne est de $25,65 \pm 2,45$ œufs et elles déposent jusqu'à 38 œufs dans les milieux traités avec le même extrait dont la moyenne est de $18,75 \pm 2,04$ œufs (**Tab.67**). Cependant l'analyse statistique montre qu'il existe des différences significatives entre les nombres des œufs pondus dans les deux milieux ($p : 0,04^*$) (**Tab.67**).

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples des mâles témoins et femelles traitées est de $1,20 \pm 0,68$ œufs déposés sur le milieu traité dont le maximum est de 11 œufs, tandis que celui déposé sur le milieu témoin est de $1,10 \pm 0,39$ œufs dont le maximum est de 5 œufs (**Tab.67**). Cependant l'analyse statistique par le test « *t* » de Student ne montre aucune différence significative entre le nombre des œufs pondus pour ce couple ($p : 0,9$) (**Tab. 67**).

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples des mâles traités et femelles traitées est de $10,55 \pm 2,33$ œufs dont le maximum est de 35 œufs pondus sur le milieu mélangé avec extrait éthanolique de la plante ; pour le milieu témoin, le nombre des œufs pondus est de $10,25 \pm 2,79$ œufs dont le maximum est de 42 œufs (**Tab.67**). Cependant l'analyse statistique par le test « *t* » de Student montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les choix établis ($p : 0,9$) (**Tab.67**).

Tableau 67 : Effet de l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (0,5 µg/ml) sur le nombre total d'œufs pondus dans le deux milieux par les femelles

A : Nombre des œufs témoins				
	♂Tm x ♀Tm	♂Tr x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tr
Moy± SEM	32,60±4,00	25,65±2,45	1,10±0,39	10,25±2,79
Min	0,00	13,00	0,00	0,00
Max	53,00	54,00	5,00	42,00
B : Nombre des œufs traités				
Moy± SEM	12,75±3,12	18,75±2,04	1,20±0,68	10,55±2,33
Min	0,00	0,00	0,00	0,00
Max	57,00	38,00	11,00	35,00
t_{obs}	3,907	2,160	-0,126	-0,082
p	<0,0001***	0,04*	0,9	0,9

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; Tr : Traité]

3.2.8. Effet de *S. nigrum* sur la fertilité des femelles de *D. melanogaster*

Chez les couples des femelles témoins accouplées avec les mâles traités aux extraits éthanolique de *S. nigrum*, on observe un nombre maximal de 67 larves sur le milieu témoin et 61 larves sur le milieu traité (Tab.68). L'analyse statistique montre l'existence des différences significatives entre le nombre des larves dans les deux milieux ($p : 0,04^*$) (Tab. 68).

Pour les femelles traitées et les mâles témoins, le nombre des larves dans le milieu témoin est d'une moyenne de $9,65 \pm 2,34$ et il est seulement de $3,65 \pm 1,01$ dans le milieu traité avec l'extrait éthanolique de *S. nigrum* (Tab.68). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences significatives entre le nombre des larves observé dans les deux milieux ($p : 0,02^*$) (Tab. 68).

Chez le croisement des deux partenaires traités ; les larves issues de ce croisement sont en moyenne de $21,50 \pm 4,28$ larves dans le milieu traité et de $27,05 \pm 4,60$ larves dans le milieu témoins. L'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les larves des deux milieux ($p : 0,38$) (Tab. 68).

Tableau 68: Effet de l'extrait éthanolique de *S. nigrum* sur le nombre total des larves issues après éclosion des œufs

A : Nombre des larves témoins				
	♂Tm x ♀Tm	♂Tr x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tr
Moy± SEM	39,300±4,625	40,850±3,458	9,650±2,347	27,050±4,603
Min	0,000	18,000	0,000	0,000
Max	86,000	67,000	34,000	79,000
B : Nombre des larves traités				
	♂Tm x ♀Tm	♂Tr x ♀Tm	♂Tm x ♀Tr	♂Tr x ♀Tr
Moy± SEM	17,250±4,112	30,200±3,665	3,650±1,019	21,500±4,283
Min	0,000	0,000	0,000	0,000
Max	68,000	61,000	17,000	65,000
<i>t</i> obs	3,56	2,11	2,365	0,89
<i>p</i>	0,001**	0,04*	0,02*	0,38

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; Tr : Traité]

[*DISCUSSION*]

4. Discussion

Les insectes nuisibles, considérés comme l'un des problèmes majeurs en agriculture, peuvent être, également, vecteurs d'agents pathogènes (McKay *et al.*, 2013 ; Menasria *et al.*, 2014; White *et al.*, 2014; Govindarajan & Rajeswary, 2015) et constituer une menace pour les animaux dont l'homme. Face à cette situation, il était nécessaire de trouver des méthodes de lutte efficaces qui permettraient de baisser les attaques des ravageurs à des seuils de nuisibilité tolérables, de renforcer à la fois l'équilibre environnemental et écologique et de favoriser l'action de la faune utile.

La lutte contre ces ravageurs est une pratique vitale et essentielle pour la santé publique dans le monde entier et particulièrement dans les régions tropiques où beaucoup de maladies, transmissible par les insectes, sont en émergences. Dans les programmes actuels de lutte contre ces vecteurs, en raison de l'augmentation rapide de la résistance des espèces et de la préoccupation publique de la croissance de la pollution environnementale, l'utilisation des insecticides chimiques pour le contrôle des insectes nuisibles n'est plus encouragée, c'est plutôt l'utilisation d'autres alternatives efficaces et qui respectent l'environnement qui sont favorisées.

Dans cette optique, la valorisation des plantes aromatiques à effet insecticide prend de plus en plus de l'ampleur au niveau des programmes de recherches dans le monde entier et particulièrement en Afrique. Ces plantes sont exploitées sous plusieurs formes afin de réduire la compétition des autres espèces de plante (allélopathie) par inhibition chimique de la germination des graines et protection contre la flore microbienne infectieuse par les propriétés fongicides et bactéricides, et contre les herbivores par goût et effets défavorables sur le système nerveux (Porter, 2001).

Au cours de nos investigations, il est noté que certaines familles de plantes sont plus riches en alcaloïdes que d'autres. De même, ses alcaloïdes pour certaines plantes médicinales, sont localisés surtout dans les parties aériennes à savoir les tiges et les feuilles. Parmi les familles riches en substance actives, nous citons celle des Solanacées qui occupent une grande variété d'écosystèmes, des déserts aux forêts tropicales, et on les trouve souvent aussi dans la végétation secondaire colonisant les zones perturbées. Cette famille de plante comprend entre 2500 et 4000 espèces, réparties en 92 genres aux morphologies variées arbres, arbustes, lianes, herbes vivaces ou annuelles. Elle a une grande importance économique. Beaucoup de

plantes de cette famille sont riches en alcaloïdes. Ils s'accumulent dans la totalité de la partie aérienne (graines, tige et feuilles) (Taiz & Zeiger, 2006).

Pour notre travail, nous nous sommes intéressés à une espèce végétale qui a fait l'objet de très peu d'investigations et notamment dans le domaine agricole et dans la recherche des alternatives aux produits conventionnels. Il s'agit de *Solanum nigrum* (*Solanaceae*) plusieurs extraits de plantes ont des propriétés insecticides et peuvent contrôler les ravageurs, en affectant nombreuses activités biologiques (Schmutterer, 1997; Mostafaetal., 1996).

La mortalité est le premier critère de jugement de l'efficacité d'un traitement insecticide. Les feuilles de *S. nigrum* ont été présentées aux larves et aux adultes de *D. melanogaster* à différentes concentrations durant 15 jours. Dans cette étude, nous avons utilisé l'extrait aqueux et éthanolique de *S. nigrum*, afin de cerner les effets des différentes substances toxiques de cette plante et voir si la plante, en plus de ses capacités médicamenteuses et thérapeutiques, peut être utilisée comme bio-insecticide pour limiter la prolifération des insectes nuisibles.

Au vu de nos résultats, l'extrait aqueux de *S. nigrum* administré par ingestion aux larves du 2^{ème} stade de *D. melanogaster* à différentes concentrations (10µg/ml, 25µg/ml, 50µg/ml, 75µg/ml, 100µg/ml) a présenté une forte activité insecticide progressive en fonction des concentrations et du temps d'exposition. La concentration 50µg/ml arrive à tuer 96% de la population à la fin du traitement ce qui indique l'efficacité de l'extrait aqueux sur les larves de la mouche étudiée. Contrairement à ce dernier, l'extrait éthanolique de *S. nigrum* présente également une toxicité moins importante et non négligeable avec un taux de mortalité variant entre 66,25 à 75%.

D'autres études sur l'effet des extraits issus du *S. nigrum*, ont évoqué un effet insecticide contre les larves *Culex quinquefasciatus* (Kamaraj 2008), contre les moustiques (Rawani 2010 ; Rawani et al., 2013) et les coléoptères (Gokce et al., 2007).

Nos résultats sont similaires aux travaux antérieurs portant sur la toxicité des plantes spontanées sur la mouche de drosophile. Nous notons l'effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur *D. melanogaster* (Bouzar, 2023) qui provoque des taux de mortalité élevés principalement avec les concentrations les plus fortes (50µg/ml, 75 µg/ml, 100 µg/ml) par contre l'extrait éthanolique de *N. glauca* provoque une mortalité moins importante pour les concentrations élevées (1µg/ml, 2 µg/ml et 5 µg/ml) (Bouzar, 2023).

L'étude de **Bouzar et al (2021)** indique l'effet de la plante médicinale *U. dioica* sur la longévité des larves de *D. melanogaster* ; cette plante spontanée a également, provoqué des mortalités importantes principalement avec les plus fortes concentrations (20µg/ml et 60 µg/ml).

Khalidi et al., (2022) ont examiné l'activité larvicide de l'huile d'amande de *M. azedarach* contre les larves du 4^{ème} stade de *Cx. pipiens*. Les résultats obtenus ont révélé une sensibilité variable des larves de *Cx. pipiens*, se traduisant par des taux de mortalité très élevés (76,83% et 84,94 %) avec les concentrations 70 mg/l et 80 mg/l respectivement après 72 heures du traitement.

L'étude de **Bendali-Saoudi et al., (2022)** qui vise à évaluer les effets secondaires d'une formulation commerciale de diflubenzuron (Dimilin® 25 WP) à une concentration de 3,9 ng/l et 16 ng/l, sur 6 espèces présentes en abondance sur le lac des oiseaux (*C. punctata* ; *A. sardea* ; *N. glauca* ; *P. minutissima* ; *B. signaticollis* et *D. magna*). Les résultats ont montré une mortalité significative chez *C. punctata* et une mortalité moyenne chez *B. signaticollis* , *A. sardea* , *N. glauca* , *P. minutissima* et *D. magna*.

Les essais de toxicité du Rustile qui appartient à la famille des Néonicotinoïdes sur *D. magna* et *P. minutissima* ont clairement montré une sensibilité variable des deux espèces traitées, enregistrée à des taux élevés. Les résultats obtenus après trois jours d'exposition des spécimens, ont montré une mortalité pour les deux doses utilisées et ce durant les trois jours du test. Les pourcentages de mortalité concernant *D. magna* variaient de 78% à 86% pour la concentration 1.45 ml/l et de 84% à 97% pour la concentration 1.90 ml/l. La seconde espèce a été plus résistante à l'insecticide pendant le premier jour par rapport à *D. magna* avec un pourcentage variant de 68% à 80% au 3^{ème} jour pour la concentration 1.45 ml/l et de 83% à 91% pour l'autre dose (**Gacem et al.,2021**).

Benhissen et al., (2019) ont montré que les extraits de plantes peuvent avoir une activité insecticide intense sur les insectes comme l'extrait aqueux de *Ruta chalepensis* (*Rutaceae*) et son effet direct sur *Culiseta longiareolata* (*Culicidae*), ce travail a montré que le taux de mortalité augmente en fonction de la concentration de l'extrait et du temps. Le taux de mortalité le plus important (100%) a été obtenu après 3 jours de traitement pour la concentration la plus élevée (33,2g/l). D'autres études de **Benhissen et al., (2018)** ont prouvé que l'extrait végétal de *N. glauca* (*Solanaceae*) induit un taux de mortalité qui atteint 98,3%

après 2 jours de traitement lorsque les larves de *Culiseta longiareolata* (Culicidae) sont exposées à la plus forte concentration (62,4g/l).

Korichi et al., (2016) a prouvé l'effet insecticide de l'extrait aqueux de *C. arabica* sur les larves du premier stade d'Ectomyeloisceratoniae en les traitant par la concentration la plus forte (15%) , cet effet a été aussi montré par **Habbachi et al., (2019)**, qui a trouvé que l'extrait aqueux de cette plante à différentes concentrations agit sur la mortalité des larves de *D. melanogaster* en fonction de la concentration appliquée, également (**Berrah et Ahcene, 2016**) qui ont mis en évidence l'efficacité de l'huile essentielle *R. officinalis* sur les larves L4 nouvellement exuvies de *Culex pipiens*.

Nos résultats conviennent avec ceux de **Zineb Dahchar et al., 2016** qui a évalué l'efficacité d'extraits aqueux de trois plantes (*D. gnidium*, *R. communis* et *T. vulgaris*) contre les larves de *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata*. Elle a observé que ces extraits présentaient une activité insecticide contre les larves des deux espèces testées et variaient en fonction des espèces de moustiques, des stades larvaires et des doses. Les extraits de plantes testés se sont révélés plus efficaces contre le *Cx. pipiens* et l'activité la plus élevée a été trouvée pour les extraits de *T. vulgaris*. D'autre travail de **Zineb Dahchar, 2017** qui est porté sur l'effet des extraits aqueux des six plantes d'intérêt toxiques *D. gnidium*, *R. communis*, *T. vulgaris*, *G. rose*, *C. maculee* et *R. graveolens*. Les extraits aqueux des six plantes testées ont révélé une activité insecticide vis-à-vis les quatre stades larvaires de *Cx. pipiens* et *Cs. longiareolata*. La plante toxique *R. graveolens* a présenté une toxicité plus élevée avec de faibles doses létales, à l'égard des différents stades larvaires des deux espèces de Culicidae étudiées. D'après les résultats, les stades les plus jeunes (L1, L2) sont les plus sensibles aux extraits aqueux des six plantes, avec de faibles concentrations létales (CL50) après 24h que les stades les plus âgés. Le classement des plantes selon leurs toxicités est successivement : *R. graveolens*, *T. vulgaris*, *C. maculee*, *G. rose*, *R. communis* et dernièrement la plante *D. gnidium*.

Le pourcentage de mortalité obtenu chez **Toubal et al., 2019** qui a traité les larves de *C. pipiens* par l'extrait aqueux de *U. Dioïca* est proportionnel aux doses utilisées. L'augmentation du taux de mortalité augmente avec l'augmentation de la dose. Il en ressort des résultats que l'extrait aqueux de la Grande ortie ainsi que les alcaloïdes présentent une bonne activité larvicide. Cette sensibilité est dépendante du facteur temps et des doses des extraits. L'extrait aqueux semble très toxique vis-à-vis des larves L4 de *C. pipiens*. En effet, cet extrait adonné 100% de mortalité après 24h d'exposition à la dose la plus élevée.

Nos résultats concordent aussi avec ceux obtenus par **Bellagh et al., (2015)**, en travaillant sur le purin d'Ortie comme agent de lutte biologique contre la mineuse de la tomate *Tuta absoluta* démontrant ainsi un effet insecticide important.

Des extraits de différentes plantes (*Ocimum, Jatropha, Juniperus polycarpus, Juniperus Sabina*) avaient également montré leur propriété toxique vis-à-vis de *Tribolium confusum* (**Khani et al., 2017 ; Pegu et al., 2019**).

L'H.E de *Lantana camara* testée sur *Tribolium castaneum* ont une activité insecticide, où les mortalités varient en fonction des doses et des temps de l'ordre de 80 à 96% avec la dose de DL90 (DL50= 90.88µl d'H.E et DL90= 194.33µl d'H.E) (**Oucherif, 2016**).

En effet, certains auteurs ont pu montrer l'efficacité et la propriété insecticide des extraits végétaux vis-à-vis d'un certain nombre de ravageurs (**Akkari et al., 2015 ; Zineb Dahchar et al., 2016 ; Abdellaoui et al., 2018 ; Nadia Bouguerra et al., 2019 ; Hanane Seghier et al., 2020 ; Saadane et al., 2021**).

Au cours de nos expérimentations, l'application des extraits aqueux de *S. nigrum* sur les larves du 2^{ème} stade de *D. melanogaster* a affecté la survie des adultes. En effet, cet extrait réduit significativement la longévité des mâles et femelles survivants au traitement. La mortalité des femelles augmente avec l'allongement du temps d'exposition ainsi qu'avec l'augmentation de la dose. Un pourcentage maximal de mortalité de 98,75 à 100 % a été enregistré chez les femelles et chez les mâles. La mortalité est moins importante pour l'extrait éthanolique, elle varie entre 86,25% et 100% chez les deux sexes, mais elle est toujours en fonction de la concentration et du temps d'exposition. Nous avons enregistré que les plus forts taux de mortalité sont observés à la fin du traitement c'est-à-dire au bout de 15 jours du traitement.

Nos résultats sont en accord avec ceux rapportés par de nombreux auteurs qui ont mis en évidence l'efficacité de poudre des feuilles des plantes aromatiques médicinales appliquées comme bio-insecticide. C'est ainsi que **Bouchikhi (2010)** montre que les poudres des feuilles des dix plantes aromatiques testées présentent un effet insecticide sur les adultes d'*A. obtectus* et *T. bisselliella* et les larves de *T. bisselliella*. En effet, l'efficacité de la poudre des feuilles d'une telle plante aromatique varie selon l'insecte traité (*A. obtectus* ou *T. bisselliella*),

et même selon le stade traité (adulte ou larve), et une variation concernant le taux de mortalité des insectes qui dépend de la dose utilisée en poudre des feuilles et la durée d'exposition.

Bouaiad (2016), a noté que, le mélange de la poudre de 05 plantes aromatiques (*Lavendula dentata*, *Artemisia herba alba*, *Thymus cilatus*, *Ocimum basilicum* et *Urticadioica*) à 10% a un effet positif sur *Aphis pomi* en fonction des doses. Et le mélange de la poudre avec de l'eau distillé après centrifugation montre un effet insecticide plus important contre les pucerons par rapport à la poudre. Le produit innover très efficace contre les pucerons car il permet d'éliminer jusqu'à 85% des individus après 72h. **Hassaine(2017)**, montre que, la poudre des feuilles de *Tetraclini sarticulata* est la plus efficace avec une mortalité maximale de 70% contre *Tribolium castaneum* et 45% contre *Rhyzopertha dominica* pour la quantité testée *Schinusmolle* possède également un effet toxique très important contre les différents ravageurs en présentant un taux de mortalité 50% contre *Rhyzopertha dominica*, 46% contre les adultes d'*Tribolium castaneum*. La poudre des feuilles de *Pistacialentiscus* possède également un effet toxique très important contre les différents ravageurs en présentant un taux de mortalité 60% contre *Tribolium castaneum*, 46% contre *Rhyzopertha*

Plusieurs travaux étudient l'effet toxique des produits issus des végétaux contre les adultes de *D. melanogaster*. Nous citons à cet effet les travaux de **Bouzar et al., (2021)** qui ont rapporté que l'extrait aqueux de *N. glauca* (*Solanaceae*) réduit la durée de vie de la mouche de vinaigre en provoquant une mortalité importante (100%) en traitant les adultes avec la concentration la plus faible (10µg/ml).

L'étude de **Sayada et al., (2022)** rapporte que le bio-essai de contact avec l'HE de *L. angustifolia* a montré clairement que le taux de la mortalité chez les adultes de *R. dominica* augmentait avec l'augmentation de la concentration utilisée. Le pourcentage de mortalité le plus élevé (100 %) a été observé après 72 h d'exposition à la concentration la plus élevée (200 µl L-1 air).

Les mêmes effets sont démontrés lors d'une application de l'extrait aqueux de *C. arabica* contre les adultes (mâles et femelles) de *B. germanica* **Hedjouli (2022)** ; les taux de mortalité chez les deux sexes varient selon la durée d'exposition et les concentrations utilisées. Les valeurs de CL16%, CL50%, CL84%, CL90%, TL16%, TL50%, TL84% et TL90% diminuent avec l'augmentation de la durée de traitement et/ou la concentration du

produit. Les résultats indiquent aussi que la mortalité des femelles est plus importante que celle des mâles.

Cependant ; l'extrait aqueux des feuilles de *R. chalepensis* sur les adultes de la blatte germanique **Hadjouli (2022)** présente un grand pouvoir insecticide. Les mâles semblent être plus sensibles que les femelles aux différentes concentrations utilisées de cette plante. Alors que les taux de mortalité augmentent avec l'augmentation de la durée de traitement et/ou la concentration utilisée.

Nos résultats sont en accord avec ceux rapportés par **Najem et al., (2020)**, qui montrent que les différentes concentrations d'huiles essentielles de *R. chalepensis* provoquent une mortalité de 50% des adultes de *tribolium castaneum*. Une étude récente de **Badalamenti et al., (2020)** montre que la plante *Drimia panchratium* (*Asparagaceae*) présente une activité insecticide contre les adultes de *Stegobium paniceum* (Anobiidae).

D'après **Kemassi et al.,(2018)**, *C. arabica* est dotée d'une activité larvicide, utilisée sous forme d'extraits aqueux sur les adultes de *Schistocerca gregaria*. Son application a induit un pourcentage de mortalité de 76,67% et 86,67% chez les larves mâles et femelles respectivement.

L'azadirachtine présente une toxicité plus forte chez les adultes de *D. suzukii* et *Z. indianus* comparativement à *D. melanogaster* (**Andreazza et al., 2017**).

Les résultats obtenus de **Laouira 2014** montrent nettement que toutes les poudres des feuilles testées ont révélé un effet très hautement significatif sur la mortalité des adultes de *D. melanogaster*, au fur et à mesure que la dose et le temps d'exposition augmentent, particulièrement les poudres des feuilles de Laurier rose (*Nerium oleander*), du Faux poivrier (*Schinus .molle*), d'Eucalyptus (*Eucalyptus camaldulensis*) et de l'ortie (*Urtica dioica*), qui demeurent les plus efficaces.

La structure et la physiologie des insectes varient au cours de la croissance et du développement, dont certains stades de développement seront plus sensibles aux insecticides que d'autres (**Hassan, 2009**). Chez la drosophile, après l'éclosion des œufs déposés par les femelles dans les milieux de cultures, on observe 3 stades larvaires (L1, L2 et L3) (**Terhzaz, 2003**). Le 3ème stade larvaire se termine par une phase d'errance durant laquelle la larve cesse de se nourrir, s'immobilise et forme le puparium marquant ainsi le début du stade

nymphal (**Beck, 2003**). Le développement des insectes peut être perturbé par différents insecticides, se traduisant généralement par un allongement de la durée de développement ; l'apparition de malformations morphologiques et/ou par une réduction de la longévité (**Louat, 2013**). En effet, nous avons observé que la transition larve-pupe chez la drosophile est affectée par le traitement avec les différents extraits végétaux et le stade larvaire semble être le stade le plus sensible conduisant à une inhibition de la mue pupale et adulte.

La durée de développement de chaque stade dépend de la température, la nourriture et d'autres facteurs xénobiotiques comme les insecticides qui entraînent une perturbation de la durée de développement pour la plupart des insectes et spécialement les drosophiles. Au cours de nos expérimentations, l'effet de *S. nigrum* sur le développement de la mouche a été aussi étudié. Les résultats montrent que ces extraits influent sur la durée de la vie embryonnaire et sur la pupation et le nombre d'adultes émergés occasionnant une accélération dans la croissance chez les larves traitées et ce pour toutes les concentrations des deux extraits végétaux.

Les résultats trouvés pour *S. nigrum* sont en accord avec ceux de **Saâdane et al., (2021)** et **Saâdane (2022)** qui a prouvé que l'extrait végétal de *Drimia maritima* (*Asparagaceae*) et la plante *R. farinacea* ont eu un effet significatif sur le développement des mouches en induisant également une accélération de la croissance des larves jusqu'aux pupes. Pour le stade adulte, une activité sur le développement a été enregistrée ; seulement 80% de la population traitée avec *D. maritima* atteint le stade adulte. Seulement 80% de la population atteint le stade pupal et ce pour les trois concentrations d'extrait aqueux de *R. farinacea* (0.20µg/ml, 0,25µg/ml, 0.5µg/ml).

L'étude récente de **Bouzar (2023)** sur l'ortie et *N. glauca* Graham a démontré que ces deux plantes agissent significativement sur le développement de la mouche de vinaigre en accélérant la croissance des larves en pupes et puis en adultes et ce pour toutes les concentrations de l'extrait aqueux et éthanolique de *N. glauca* Graham et l'extrait aqueux de *U. dioïca*. 30% à 45% de la population traitée n'atteint pas le stade adulte à la fin du suivi.

Nos résultats révèlent l'existence de diverses malformations chez les adultes qui se localisent essentiellement au niveau des ailes (ailes malformés ou absents). La sensibilité aux produits insecticides reste liée aussi au stade de développement de l'insecte. **Maistrello et al., 2005** a testé l'activité inhibitrice d'extraits éthanoliques de feuilles de *D. gniduum* sur la

croissance d'un coléoptère, *Xanthogaleruca luteola*. Une réduction significative de la survie larvaire et d'émergence adulte, avec une augmentation de la période larvaire, une réduction importante de poids et l'apparition des malformations chez les adultes émergés, ont été observées.

De nombreux travaux ont rapporté que l'exposition aux insecticides pouvait conduire à des défauts dans le comportement des insectes. Différents comportements peuvent être altérés comme la mobilité, la recherche de nourriture ou d'hôtes mais aussi le comportement alimentaire (**Tomé et al., 2013 Louat, 2013**), En effet, dans la nature, les insectes consacrent une grande partie de leur vie à la recherche de nourriture, en grande partie pour pouvoir y déposer leur progéniture. Ce processus implique différents mécanismes comme la reconnaissance de multiples signaux chimiques ou sensoriels, mais aussi la mémoire et l'apprentissage (**Dukas, 2008**).

Cependant, les organes olfactifs et gustatifs sont particulièrement importants pour permettre aux insectes de bien évaluer et distinguer entre différentes sources alimentaires contenant des composés nutritifs ou des substances toxiques. Une mouche qui se déplace sur un substrat, est capable de percevoir des odeurs par des récepteurs olfactifs localisés sur ses antennes et palpes labiaux, et des stimuli sapides ou peu volatils par l'intermédiaire de sensilles gustatives localisées sur ses pattes, ses pièces buccales et éventuellement ses ailes et son ovipositeur . Ces organes peuvent la renseigner sur la présence de substances toxiques ou imitantes par contact (qui poussent la mouche à quitter l'environnement toxique) ou d'odeurs induisant une répulsion à distance (qui permet à la mouche d'éviter le contact avec un pesticide par exemple) (**Agha, 2016**).

Pouvoir distinguer les composés bénéfiques et nocifs dans l'environnement est essentiel pour les insectes tels-que *D. melanogaster*. Le système olfactif impliqué dans cette fonction a été largement étudié, que ce soit au niveau d'odeur alimentaire (olfaction) ou de la détection des phéromones. 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**). Bien que plus complexe, le système olfactif des adultes est relativement similaire à celui des larves et implique un plus grand nombre de cellules. 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. L'unité sensorielle est la sensille. Celle-ci a pour fonction de détecter la présence de composés chimiques en suspension dans l'air ou à la surface (ou à l'intérieur) d'un substrat. Pour ce fait, les molécules doivent pénétrer à l'intérieur de la sensille et accéder aux membranes nerveuses. Les sensilles se distinguent des mécanorécepteurs par la présence de pores au travers de leur paroi. Les sensilles olfactives possèdent de nombreux pores disséminés sur leur surface. Une sensille olfactive peut, quant à elle, comprendre jusqu'à 130 cellules nerveuses chez les fourmis mais chez les lépidoptères hétérocères elle contient le plus souvent 1 à 4 neurones chimiorécepteurs. Les dendrites des neurones chimiorécepteurs s'insèrent dans le corps de la sensille jusqu'à son extrémité. Des protéines réceptrices associées à la membrane des dendrites réagissent aux molécules et induisent une impulsion nerveuse. Ces impulsions sont ensuite transmises le long de l'axone du neurone chimiosensoriel vers le premier relais synaptique où va avoir lieu l'intégration du signal. Les neurones de récepteurs olfactifs (NRO) convergent vers les lobes antennaires au niveau de structures morpho-fonctionnelles d'intégration des informations olfactives appelées les glomérules. Chaque glomérule ne reçoit que les informations olfactives en provenance d'un même type de NRO répondant à un ou des composés particuliers par conséquent, une carte d'activation périphérique correspond d'une carte d'activation des glomérules du lobe antennaire.

Chez la drosophile, les odeurs sont détectées par une soixantaine de protéines réceptrices olfactives, chacune étant exprimées dans les neurones récepteurs olfactifs (ORN) situés au niveau des poils sensitifs sur les antennes (**Davis ; 2004**). Ces ORN projettent ensuite leurs axones via le nerf antennaire (AN), au niveau des glomérules dans les lobes antennaires (AL). Il y a 43 glomérules dans chaque lobe antennaire. Chaque ORN exprimant les mêmes protéines réceptrices olfactives projettent sur le même glomérule (**Laissue, Reiter et al., 1999 ; Gao, Yuan et al., 2000; Vosshall, Wong et al., 2000; Scott, Brady et al., 2001**).

Dans ces lobes antennaires, les ORN forment des synapses excitatrices sur les neurones de projections (LH), Mais également sur les inter-neurones locaux (LN). Ces inter-neurones sont GABA ergiques et étendent également leur ramification de manière extensive sur les glomérules. L'information est une première fois intégrée dans ces glomérules et est ensuite transmise aux corps pédonculés et au lathéral horn (LH) (**Jefferis, Martin et al., 2001; Martin, Jefferis et al., 2002; Wong, Wang et al., 2002**).

Dans notre étude sur le comportement alimentaire de *D.melanogaster*, nous avons testé l'effet de l'extrait aqueux de *S. nigrum* sur l'attractivité des larves de 3^{ème} stade. Nos résultats montrent que les larves témoins et les larves traitées ont présenté une aversion envers le milieu traité. L'extrait aqueux des feuilles de *S. nigrum* mélangé avec le milieu artificiel semble être répulsif pour les asticots, néanmoins elles prennent plus de temps pour qu'elles adaptent à l'odeur et qu'elles arrivent à la source.

Avec l'extrait éthanolique de *S. nigrum*, les larves qui se sont développées sur le milieu traité, sont attirées par l'odeur du milieu témoin ce qui signifie un effet répulsif de l'extrait éthanolique de *S. nigrum*, par contre les larves témoins n'ont pas présenté aucune préférence envers les deux milieux testés.

Le traitement avec l'extrait aqueux de *U. dioïca* montre que les larves traitées et témoins du 3^{ème} stade de *D. melanogaster* ne sont pas attirées par ce milieu **Bouzar (2023)**. Cependant, les feuilles et les fleurs de *P. harmala* ont un effet répulsif sur l'insecte. Il est probable que d'autres facteurs, en plus des alcaloïdes répulsifs, déterminent également la performance des larves témoins par rapport au *P. harmala* **Elbah (2016)**. En 2020 **Habbachi** a prouvé que l'extrait aqueux a provoqué des perturbations de détection du milieu nutritif et présente un effet répulsif.

Les substances bioactives présentes dans les extraits végétaux de *S. nigrum* influent significativement sur le lieu de pupation. Les larves testées de *D. melanogaster* préfèrent faire leur puppe loin des papiers imbibés des milieux de culture témoins et traités. Les travaux de **Habbachi (2020)** et **Bouzar (2023)** ont noté les mêmes résultats lorsque les larves sont traitées avec l'extrait aqueux et éthanolique de *C. arabica* et l'extrait aqueux de *U. dioïca*.

La communication et le comportement sexuels sont fondamentaux pour la recherche d'un partenaire (**Mendelson & Shaw, 2012**), comprendre le comportement sexuel exige la connaissance des signaux sous jacents et comment les facteurs, tels que les conditions environnementales et la physiologie des insectes modulent la communication entre les partenaires (**Anderson et al., 2007 ; Kromann, 2015**).

Le potentiel reproducteur des insectes reste le facteur le plus important de leur indéniable pullulation. L'étude de la reproduction est donc capitale dans toute approche raisonnée pour diminuer sensiblement les dégâts causés par ces insectes. Le contrôle de la capacité reproductrice des insectes est un élément fondamental auquel le physiologiste peut

apporter une contribution significative. Le succès reproducteur d'un individu représente sa capacité à produire une descendance viable et capable de se reproduire à son tour (**Barnes et al., 2008**). La fécondité des femelles, estimée par le nombre d'œufs pondus, est un indicateur de la condition physique largement utilisé (**Swevers et al., 2005**).

Chez les insectes, la forme de communication la plus ancienne et la plus répandue est la communication chimique, qui dérive de la perception de signaux chimiques sous forme de molécules appelées « phéromones » (**Wyatt, 2003**). Elles constituent un signal de reconnaissance spécifique à chaque individu qui va permettre aux individus de son espèce de l'identifier comme un partenaire sexuel, de le choisir ou non parmi tous les partenaires disponibles (**Krupp et al., 2008; Etges et al., 2009; Everaerts et al., 2010**). Chez les drosophiles, les phéromones connues sont des hydrocarbures cuticulaires (HCs) et le *cis*-vaccenyl acétate (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 ; Bussellet et al., 2014**).

Le comportement reproducteur de la drosophile présente une grande diversité que ce soit dans les ressources utilisées, l'utilisation du sperme, leur capacité à se ré-accoupler et la mise en place de la parade (**Markow et O'Grady, 2005**). Le comportement de cour des drosophiles a été décrit en 1915 par Sturtevant chez *D. melanogaster* avant d'être observé chez les autres espèces du genre *Drosophila*. La parade sexuelle est constituée d'étapes stéréotypées mais non linéaires qui constituent un véritable dialogue entre les partenaires (**Spieth, 1952; Hall, 1994; Greenspan et Ferveur, 2000**). La chorégraphie classique de la cour se décrit ainsi: lorsqu'un mâle rencontre une partenaire potentielle, il s'oriente face à elle et touche son abdomen avec l'une de ses pattes avant pour percevoir son identité phéromonale. Si la femelle lui convient, il la suit pendant qu'elle se déplace tout en faisant vibrer ses ailes, produisant ainsi un signal acoustique appelé chant d'amour ("love song" : **Bennet-Clark et Ewing, 1970; Von Schilcher, 1976**). Il va également faire trembler son abdomen, créant des vibrations qui vont être transmises à la femelle via le substrat (**Fabre et al., 2012**). Si la femelle est réceptive, le mâle lèche ses genitalia avec son proboscis et tente une copulation en recourbant son abdomen.

En fonction de la réceptivité de la femelle, ce comportement peut être répété plusieurs fois avant d'aboutir à une copulation effective. La femelle transmet au mâle des signaux d'acceptation ou de rejet (**Sturtevant, 1915; Connolly et Cook, 1973**) tout au long de la

parade. Une femelle réceptive ralentit ses déplacements, augmente la fréquence de nettoyage de son abdomen et extrude partiellement son ovipositeur tout en émettant une gouttelette qui va exciter le mâle (Lasbleiz *et al.*, 2006). A l'inverse, une femelle non réceptive donne des coups de pattes au mâle, lève et descend son abdomen, fuit ou extrude totalement son ovipositeur (Spieth, 1952; Lasbleiz *et al.*, 2006) et n'écarte pas ses ailes, empêchant le mâle de se positionner correctement pour l'accouplement.

Le succès reproducteur chez *D. melanogaster* dépend de plusieurs paramètres qui peuvent être classés en paramètres pré et post-copulatoires. La recherche des femelles par les mâles se fait par l'utilisation de plusieurs stimuli sensoriels qui sont visuels, olfactifs, gustatifs, tactiles, acoustiques ou mécano-sensoriels (Villella et Hall, 2008, Ziegler *et al.*, 2013). L'attractivité sexuelle et la réceptivité de la femelle dépendent de divers processus physiologiques, hormonaux et comportementaux induisant des interactions entre les partenaires sexuels (Hunt *et al.*, 2009 ; Wolfner, 2009). Ainsi, l'exposition à des composés naturels à activité insecticide peut fortement impacter le succès reproducteur *via* l'accouplement. Chez *Drosophila*, ce processus est contrôlé conjointement par le cerveau (Ziegler *et al.*, 2013 ; Lone *et al.*, 2015 ; Lin *et al.*, 2015) et les voies de signalisation de l'ecdysone, l'HJ et l'insuline (Teseo *et al.*, 2016 ; Wijesekera *et al.*, 2016). De plus, la voie de signalisation des ecdy-stéroïdes est essentielle pour la synthèse des phéromones (Chiang *et al.*, 2016) et celle de l'HJ permet la régulation de la maturation des phéromones et le comportement d'accouplement chez la femelle (Bilen *et al.*, 2013). Après accouplement, les femelles montrent des réponses post-copulatoires (postmating responses ou PMR) qui consistent en une diminution de la réceptivité sexuelle, une augmentation de l'ovogénèse, une modification dans l'utilisation et le stockage du sperme, dans la ponte et dans la modulation de la régulation de l'HJ (Avila *etal.*, 2011 ; Smith *et al.*, 2012; Singh *et al.*, 2016; Sitnik *et al.*, 2016). Ces PMR sont induits par le fluide séminal transféré par le mâle durant la copulation et qui est, en majorité, constitué par les protéines des glandes accessoires ou Acps (Chen *et al.*, 1988).

Le comportement sexuel de *D. melanogaster* a été aussi étudié comme un paramètre important pour comprendre les effets asphyxiants de la plante étudiée. Dans ce contexte, nous avons évalué les effets toxiques indirects de différentes concentrations sublétales de deux extraits végétaux de la plante *S. nigrum* sur l'ensemble de séquences comportementales conduisant à l'accouplement.

Les résultats obtenus sur le comportement sexuel des mouches traitées avec les deux extraits de *S. nigrum* indiquent un changement du comportement de la part des mâles et des femelles, ou les deux à la fois selon le type de croisement effectué. Par rapport aux couples témoins, les couples traités avec l'extrait aqueux, initient une copulation plus tardive et de plus courte durée. 5 % seulement de ces derniers se sont accouplés tandis que 95% arrivent à s'accoupler lorsque les deux partenaires sont témoins. Le produit avec des concentrations sublétales perturbe complètement les séquences de la parade sexuelle des adultes de drosophile en prolongeant la durée et le nombre de chaque séquences chez les couples traités ou les couples dont le male est traité et la femelle est témoin. Pour l'extrait éthanolique de *S. nigrum*, les résultats montrent, que lorsque les deux insectes sont traités, le taux d'accouplement est plus important que celui observé chez les couples traités avec l'extrait aqueux et atteint 20%.

5% seulement des couples où l'un des deux partenaires est traité arrivent à s'accoupler. L'extrait éthanolique de *S. nigrum* perturbe complètement l'accouplement des mouches que se soit le mâles est traité ou la femelle. Ces effets peuvent être dû à l'altération de la réceptivité des femelles induite par le changement du profil des HCs des mâles et aussi des femelles (**Marcillac et al., 2005**). Ces résultats concordent avec les travaux d'autres chercheurs qui ont mis en évidence l'effet insecticide de certains extraits de plantes sous forme de poudres vis-à-vis des ravageurs.

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.

Des résultats similaires ont été notés avec l'extraits aqueux et éthanolique de *N. glauca* Graham et l'extrait aqueux de *U. dioïca*, qui influent, perturbent et suppriment l'accouplement des mouches de *D. melanogaster* (**Bouzar, 2023**).

Saâdane (2022) 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*. Du même, **El-bah et al., 2016** ont noté que l'exposition à des concentrations sublétales d'extraits végétaux de *P. harmala* affecte les différentes séquences du comportement sexuel chez la même espèce. Des perturbations du comportement sexuel et de la fécondité ont également été décrites dans des expériences utilisant d'autres insecticides.

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**).

Le choix de site de ponte des femelles de *D. melanogaster* a été influencé après le traitement par les extraits végétaux de *S. nigrum* (25µg/ml, 0,5µg/ml). Le milieu traité avec l'extrait aqueux et éthanolique semblent être attractifs pour les femelles traitées, qui préfèrent pondre leurs œufs sur ces milieux alors que les femelles témoins présentent une préférence envers leur milieu d'élevage initial. L'étude de **Habbachi (2020), Bouzar (2023) et Saâdane (2022)** ont montré les mêmes résultats après traitement avec *C. arabica*, *N. glauca* Graham et *D.maritima* respectivement.

Des résultats similaires ont été notés avec les extraits de *P. harmala* sur la fertilité et le choix de ponte chez *D. melanogaster* (**El-Bah et al., 2016**) *Callosobruchus chinensis* (**Meera et Mann, 2002**), la mouche de pêche, *Bactrocera zonata* (**Khattak et al., 2006 ; Rehman et al., 2009a**), et la mouche de fruit d'olive, *Bactrocera oleae* (**Rehman et al., 2009b**).

Certains insecticides peuvent avoir un effet sur la fécondité ou la fertilité chez les femelles exposées, provoquant une diminution du nombre de descendants pour la génération suivante; ainsi, de nombreuses études histochimiques et ultra structurales ont traité ces paramètres (**Louat, 2013 ; Soltani, 1987 ; Soltani et al., 1996 ; Soltani et al., 1998 ; Khebbebet et al., 2008 ; Bensalem & Soltani-Mazouni, 2013**).

Les résultats montrent une diminution dans la fécondité et la fertilité en réduisant le nombre des descendants (œufs, larves, pupes et d'adultes) de la génération F1 provenant de « parents » traités par l'extrait aqueux et éthanolique de *S. nigrum*. Cette baisse dans la descendance présente une relation dose-réponse et un effet sexe (femelle plus sensible que le mâle). Les femelles exposées à des substrats nutritifs contenant l'extrait aqueux, préfèrent le milieu traité pour pondre leurs œufs ce qui montre l'effet attractif de ce milieu. Chez les couples traités, le nombre des œufs varie entre 0 et 18 œufs dans le milieu traité alors qu'il varie entre 0 et 7 dans le milieu témoin. Par ailleurs, les alcaloïdes neurotoxiques de la plante seraient à l'origine du blocage de développement ovarien et de la vitellogenèse chez les femelles et l'absence de la maturité sexuelle chez les mâles (**Abbassi et al., 2003**).

Djellouli (2018), montre que le purin de la grande ortie (*Urtica dioica*) qui est préparé par macération de l'ortie présente un effet insecticide à toutes les concentrations utilisées sur *Myzuspersicae* en fonction des doses et mode d'application, les résultats montrent que, chez *Myzuspersicae*, aucun cas de fécondité n'a été observé, donc le purin d'ortie agit positivement sur la fécondité et la viabilité de l'espèce.

Viteri Jumbo et al (2018), noté que les applications d'huiles essentielles de clou de girofle et de cannelle également capables de réduire la ponte (la fécondité) des œufs et la croissance de la population *C. maculatus* même à des doses sublétales.

Les travaux menés par **Attouche et Djaroun (2017)** montrent que la fécondité moyenne dans les lots témoins est de 87,25 œuf/5femelles d'*A. obtectus*, à la dose de 1% et 2% de la poudre de lentisque. Celle-ci diminue à 44,25 et 37,25 œufs par 5 femelles respectivement. De plus, la poudre de lentisque administrée à la dose de 1% et 2% engendre une diminution remarquable des émergences d'*A. obtectus* enregistrant 36% et 33% individus respectivement. Une faible émergence est notée à la dose de 4% et 5%, elle est successivement de 4,25% et 4% individus.

Les travaux de **Bouchikhi (2010)**, ont révélé que, le traitement avec la poudre de dix plantes aromatiques (*d'Artemisia herba alba, Menthapuleguim, Rosmarinus officinalis, Origanum glandulosum, Lavandula stoechas, Thymus capitatus, schinus molle, Rutachalipensis, Ammoide verticillata, et Cistu sladaniferus*), ont diminué la fécondité des œufs pondus chez les femelles *A. Obtectus*.

Righi (2010) a testé les poudres des feuilles et des fleurs de pois chiche (*C. arietinum*) sur *C. chinensis* et a montré qu'elles ont un rôle bio-insecticide notable avec un effet supérieur des poudres des feuilles par rapport aux poudres de fleurs. Elles diminuent la longévité de l'insecte et réduisent la fécondité des femelles à 65,33 œufs/femelle à la plus forte dose (un gramme) des poudres des feuilles contre 112,33 œufs /femelle enregistrés dans le lot témoin. Aussi, les grains de pois chiche et les poudres des feuilles de plantes riches en huiles essentielles (le figuier, l'olivier, le citronnier et l'eucalyptus) réduisent la fécondité des femelles de *Callosobruchus maculatus*, alors que les huiles essentielles extraites du girofle inhibent complètement la ponte.

L'exposition des femelles au spinosad ou à l'azadirachtine induit une réduction du nombre de descendants par femelle chez *Macrolophus pygmaeus* et *Nesidiocoris tenuis* (**Arno & Gabarra, 2011**). Des résultats similaires ont été signalés suite à l'exposition de *Culex quinquefasciatus*, *Anopheles stephensi* et *Aedes Aegypti* aux extraits végétaux tels que les extraits de *Calophyllum inophyllum*, *Solanum suratense*, *Samadera indica* et *Rhinocanthus nasutus* entraînant une réduction significative de la fécondité (**Muthukrishnan & Pushpalatha, 2001**).

[*CONCLUSION*]

5. CONCLUSION

La présente recherche a pour objectif de formuler un bio-pesticide à base d'une plante de la région de M'sila, afin de participer à la conservation et la préservation de la santé humaine, du sol, de l'eau et l'environnement. Durant notre étude de recherche au laboratoire lors de la formulation des extraits aqueux et éthanoliques à base de plante de *Solanum nigrum*, et de tester leurs effets sur la mouche de vinaigre *Drosophila melanogaster*, afin d'estimer leur sensibilité envers ces bio-pesticides. Nous avons obtenu les résultats suivants :

Dans la première partie de l'étude toxicologique, nous avons pu déterminer que les deux extraits végétaux présentent une bonne activité insecticide vis-à-vis les larves et les adultes de *D. melanogaster* mais l'extrait éthanolique semble être plus appréciable comparativement à l'extrait aqueux. Les taux de mortalité de ce dernier sont plus accentués chez les adultes que chez les larves. 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 données acquises montrent également que les deux extraits accélèrent le développement des larves en pupes puis en adultes, 100% de la population atteint le stade adulte.

Les principaux résultats obtenus sur l'attractivité alimentaire des larves du 3^{ème} stade de *D. melanogaster* indiquent que le milieu traité avec l'extrait aqueux (25 µg/ml) semble être répulsif tandis que le milieu traité avec l'extrait éthanolique (0,5 µg/ml) a provoqué des perturbations de détection du milieu nutritif et ne présente aucune attractivité ou aversion.

Les effets sublétaux les plus importants d'insecticide sont ceux qui perturbent les traits liés à la reproduction des insectes, comme la recherche du partenaire sexuel, le sexe ratio, la fertilité des œufs, ...etc. Les résultats de l'étude du comportement sexuel de *D. melanogaster* exposée au extraits végétaux de *S. nigrum* ont permis d'observer des comportements copulatoires anormaux ou inhabituels. Ces deux produits perturbent complètement les séquences de la parade sexuelle chez les couples traités ou les couples dont l'un des deux partenaires est traité toute en provoquant une copulation nulle ou tardive et de plus courte durée. Ces composés diminuent le nombre d'individus (œufs, larves, pupes, adultes) issus de couples adultes qui ont survécu au traitement en inhibant ainsi leur fécondité et fertilité. L'étude de la fécondité et la fertilité de notre modèle biologique indique que l'extrait aqueux et l'extrait éthanolique sont des milieux répulsifs pour la ponte des femelles.

Sur le plan de lutte, il serait intéressant d'identifier les molécules insecticides que contiennent les deux extraits de plante. 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.

[*REFFERENCES*
BIBLIOGRAPHIQUES]

6. REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Abbassi K., Atay-Kadiri Z. & Ghaout S., 2003 a. Caractérisation des populations de *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) durant la recrudescence de 1995 au Sud du Maroc. *Journal of Orthoptera Research*, 12 (2): 63-69.

Abbassi K., Atay-Kadiri Z. & Ghaout S., 2003b. Biological effects of alkaloids extracted from three plants of Moroccan arid areas on the desert locust. *Physiological Entomology*, 28: 32-236.

Abbassi K., Mergaoui L., Atay-Kadiri Z., Stambouli A. & Ghaout S., 2003 c. Effets des extraits de *Peganum harmala* (Zygophyllaceae) sur le criquet pèlerin (*Schistocerca gregaria*, Forskål, 1775). *Zool. Baetica*, 13/14: 203-217.

Abdellaoui K., Acheuk F., Miladi M., Boughattas I. et Omri G., 2018. Phytochemistry, biochemical and insecticidal activities of *Ruta chalepensis* essential oils on *Tribolium confusum*. *Poljoprivreda i Sumarstvo*, 64(3), 31-45.

Agha, M. A. (2016). *Physiologie des récepteurs gustatifs chez la mouche de vinaigre (Drosophila melanogaster)*. Thèse de doctorat. Université Paris-Saclay.

Ahouangninou C, Fayomi B., Martin T, 2011. Évaluation des risques sanitaires et environnementaux des pratiques phytosanitaires des producteurs maraîchers dans la commune rurale de Tori-Bossito (Sud-Bénin). *Cah. Agric.* 20, 3 : 216-222.

Akkari H., Ezzine O., Dhahri S., B'chir F., Rekik M., Hajaji S. et Gharbi M., 2015. Chemical composition, insecticidal and in vitro anthelmintic activities of *Ruta chalepensis* (Rutaceae) essential oil. *Industrial Crops and Products*, 74, 745-751.

Akhtar, M.S. and M. Muhammad. 1989. Evaluation of the gastric antiulcerogenic effects of substances. *Nature*, 183: 55-56.

Albuquerque LB, Velázquez A, Mayorga Saucedo R (2006) Solanaceae composition, pollination and seed dispersal syndromes in Mexican Mountain Cloud Forest. *Acta Bot. Bras.*, 20(3): 599-613.

Ammaan, M And Subramanian, S.,(2017).Efficacy Of Organic Manures And Biofertilizers On Soil Microbial Count And Yield Of Black Nightshade (*Solanum Nigrum* L.). *Int.J. Curr. Microbiol. App.Sci* , 6(7): 1780-1786.

Amoabeng B.W., Johnson A.C., Gurr G.M., 2019. Natural enemy enhancement and botanical insecticide source: a review of dual use companion plants. *Appl. Entom. Zool.* 54:1-19.

Anderson, P., Hansson, B. S., Nilsson, U., Han, Q., Sjöholm, M., Skals, N., & Anton, S. (2007). Increased behavioral and neuronal sensitivity to sex pheromone after brief odor experience in a moth. *Chemical senses*, 32(5), 483-491.

Anjarwalla P., Belmain S., Sola P., Jamnadass R. & Stevenson P.C., 2016. *Guide des plantes pesticides*. World Agroforestry Centre (ICRAF), Nairobi, Kenya.

Antony, C., et Jallon, J. H. 1982. The chemical basis for sex recognition in *Drosophila melanogaster*. *J. Insect. Physiol.* 28 :873 - 880.

Arnó, J., & Gabarra, R. (2011). Side effects of selected insecticides on the *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) predators *Macrolophus pygmaeus* and *Nesidiocoris tenuis* (Hemiptera: Miridae). *Journal of Pest Science*, 84(4), 513-520.

Attouche H et Djaroun D. 2017. Activité insecticide des poudres des feuilles du Faux Poivrier (*Schinus molle* L.) et du Lentisque (*Pistacialentiscus* L.) sur la bruche du haricot commun *Acanthoscelides obtectus* Say. (Coleoptera: Chrysomelidae). Master académique en agronomie. Université Mouloud Mammeri. Tizi-Ouzou. P.34.

Avila, F. W., Sirot, L. K., LaFlamme, B. A., Rubinstein, C. D. et Wolfner, M. F. (2011). Insect seminal fluid proteins: identification and function. *Annual Review of Entomology*, 56, 21-40.

Badalamenti N, Rosselli S, Zito P, Bruno M (2020). Phytochemical profile and insecticidal activity of *Drimia pancration* (Asparagaceae) against adults of *Stegobium paniceum* (Anobiidae). *Natural Product Research*, 1–11. Doi :10.1080/14786419.2020.1729154.

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.

Bellagh, N., Baghdali, M., Baghdali, S. (2015). Evaluation de l'activité antimicrobienne des polyphénols des grains d'*Urtica dioica* et essais préliminaires de l'activité larvicide du purin

d'ortie sur la mineuse de la tomate « Tuta absoluta ». mémoire de Master en biotechnologie microbienne. Université M'hamed Bougara de Boumerdès, Algérie, 53p.

Belmain S., Hagggar, J., Holt, J. & Stevenson P.C., 2013. *Managing legume pests in sub-Saharan Africa: Challenges and prospects for improving food security and nutrition through agro-ecological intensification.* Chatham Maritime (United Kingdom): Natural Resources Institute, University of Greenwich.

Bendali-Saoudi F., Serradj N., Soltani N., (2022). The effect of diflubenzuron (Dimilin® 25 WP) on some non-target aquatic insect and crustacean species. *Polish Journal of Entomology* 91(4):167–176.

Benhissen S , Habbachi W , Rebbas K , Masna F (2019). Bioactivite des extraits foliaires de *Ruta chalepensis L. (Rutaceae)* sur la mortalite des larves de *Culiseta longiareolata* (DIPTERA, CULICIDAE) . *Lebanese Science Journal*, Vol. 20 : No. 1, 2019 .

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 (1): 123-126.

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.

Bennet-Clark, H. C., & Ewing, A. W. (1970). The love song of the fruit fly. *Scientific American*, 223(1).

Bensalem, F., Soltani-Mazouni, N., (2013). Effect of Two Inhibitors of the Angiotensin Converting Enzyme in the Mediterranean Flour Moth: Biochemical Composition and Ecdysteroid Amount of Gonads. *European Journal of Scientific Research.* 2, 186-194.

Berghiche, H., Benradia H & Soltani N. 2016. Impact of insect growth disruptor, novaluron, on biochemical composition of cuticle from the shrimp *Palaemon adspersus*. *Journal of Entomological and Zoological Studies.* 4(2): 147-151.

Bernays, E.A, Chapman, R.F. (1994) -Host-Plant Selection by Phytophagous Insects. London: Chapman and Hall. p312.

Bezzar-Bendjazia R., 2016. Effets d'un biopesticide, l'azadirachtine, sur un modèle de référence, *Drosophila melanogaster* (Diptera) : Toxicité, Développement et Digestion. Thèse de Doctorat en Biologie Environnementale. Université Badji Mokhtar de Annaba, Algérie. 101 pp.

Bilen, J., Atallah, J., Azanchi, R., Levine, J. D. et Riddiford, L. M. (2013). Regulation of onset of female mating and sex pheromone production by juvenile hormone in *Drosophila melanogaster*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 110(45), 18321-18326.

Boiteau G. 2000. *Efficiency of flight interception traps for adult Colorado potato beetles (Coleoptera: Chrysomelidae)*. J. Econ. Entomol. 93:630-635.

Boiteau G., Misener G. C., Singh R.P. et Bernard G. 1992. *Evaluation of a vacuum collector for insect pest control in potato*. Am. Potato Journal 69:157-166.

Bouaida R.H. 2016. Essai de formulation d'un pesticide à base de la poudre des feuilles de quelques plantes aromatique (chou, ortie, la lavande, basilic thym). Master académique en agronomie. Université Abou bakr Belkaïd. Tlemcen. P.67.

Bouchikhi T.Z. 2010. Lutte contre la bruche du haricot *Acanthoscelides obtectus*(Coleoptera, Bruchidae) et la mite *Tineola bisselliella*(Lepidoptera, Tineidae) par des plantes aromatiques et leurs huiles essentielles. Thèse de doctorat en écologie animale. Université Abou bakr Belkaïd. Tlemcen. P.128.

Bouharmont, J., Masson, P.L. & Van Hove, C. 2007. Biologie. Révision scientifique De Charles- Marie Evrard. Edition *De Boeck université*. **386**: 1250p.

Bouzar A , Habbachi S , Samai I , Rahat M , Hedjouli Z , Boublata N E I , Saadane F Z , Habbachi W , Tahraoui A (2021). Valorization of aqueous extracts of *Nicotiana glauca GRAHAM* (Solanaceae) on longevity, sexual behavior and oviposition behavior of *Drosophila melanogaster* (DITERA: DROSOPHILIDAE).

Bouzar, A. (2023). Evaluation des effets insecticides des extraits des plantes spontanées : effets sur la mortalité et le comportement de la mouche des fruits de *Drosophila melanogaster* (L.). thèse de doctorat, université Badji Mokhtar Annaba. P 177.

Bouziani, M., 2007. L'usage immodéré des pesticides. De graves conséquences sanitaires. Le guide de médecine et de la santé. Santémaghreb. [consulté le, 11/12/2011]. <http://www.santetropicale.com/santemag/algerie/poivue51.htm>.

Bruneton J. ; *Plantes toxiques. Végétaux dangereux pour l'homme et les animaux ;* 2ème édition Lavoisier ; 2001.

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.

Cassier P., Lafont R., Descamps M., Porchet M. & Soyez D., 1997. La reproduction des invertébrés: stratégies, modalités et régulation. *Edition Masson.*, 354 p.

CHABAUD M A ., 2008 , développement de conditionnements associatifs et expression individuelle et collective de mémoires appétitives et aversives chez la drosophile . thèse de doctorat, université paris xiii – paris nord, 292 p.

Chiang, Y. N., Tan, K. J., Chung, H., Lavrynenko, O., Shevchenko, A. et Yew, J. Y. (2016). Steroid hormone signaling is essential for pheromone production and oenocyte survival. *PLoS Genetics*, 12(6), e1006126.

Cipollini M, Levey DJ (1997a) Secondary metabolites of fleshy vertebrate-dispersed fruits: adaptive hypotheses and implications for seed dispersal. *American Naturalist* 346-372 :150 .

Cipollini M, Levey DJ (1997b) Antifungal activity of Solanum fruit glyco-alkaloids: implications for frugivory and seed dispersal. *Ecology*, 78:799-809.

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, 241-243.

Colwell, A. E., et Shorey, H. H. 1973. The courtship behaviour of the house fly, *Musca domestica*. *Ann. Entomol. Soc. Am.* **70** : 303 - 308.

Commission européenne, 2007. Politique de l'UE pour une utilisation durable des pesticides,

Connolly, K., & Cook, R. (1973). Rejection responses by female *Drosophila melanogaster*: their ontogeny, causality and effects upon the behaviour of the courting male. *Behaviour*, 44(1), 142-165.

Coupe, R.H., Manning, M.A., Foreman, W.T., Goolsby, D.A. et Majjewski, M.S. 2000. Occurrence of pesticides in rain and air in urban agricultural areas of Mississippi, 1995. *The Science of the Total Environment.*, **248**: 227-240..

D’Arcy, W.G. (1979). The classification of the Solanaceae. Pp. 3–48 in: Hawkes, J.G., Lester, R.N. & Skelding, A.D. (eds.), *The Biology and Taxonomy of the Solanaceae*. Academic Press, London.

Dahchar, Z., (2017). Inventaire des Culicidae de la région Ouest de la ville d’Annaba. Etude bio-écologique, systématique des espèces les plus abondantes. Lutte biologique anti larvaire par les extraits aqueux de quelques plantes (Médicinales et toxiques) et le *Bacillus thuringiensis israelensis* H14. These de Doctorat, Université Badji Mokhtar.p286.

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.

Dalgaard, T., Hutchings, N.J., Porter, J.R. (2003). Agroecology, scaling and interdisciplinarity, *Agr. Ecosyst. Environ.*, 100 : 39–51.

Deguine. J. ET Ferron. P., 2006 : Protection des cultures, préservation de labiodiversité, respect de l’environnement. *Cahiers d’études et de recherches francophones / Agricultures*. Vol 15, 307-311.

DeZazzo J. & Tully T., 1995. Dissection of memory formation : from behavioral pharmacology to molecular genetics. *Trends Neurosci*, 18: 212-218.

Dhadialla, T.S., Retnakaran, A. & Smagghe, G. 2005. Insect growth- and development disrupting insecticides. In: Gilbert, L.I., Iatrou, K. & Gill, S.S. (Eds). *Comprehensive Insect Molecular Science*, Elsevier, Oxford, UK. **6**: 55–116.

Djellouli R. 2018. Evaluation des propriétés insecticides du purin d’orties (*Urtica dioica*). Master académique en science agronomique. Université Bekr Belkaïd.Tlemcen. P.47.

Dukas, R. 2008. Evolutionary biology of insect learning *Annual review of entomology* . 53:145- 160.

Edmonds, J.M. and J.A. Chweya. 1997. *Black nightshades Solanum nigrum L.* and related species. Institute of Plant Genetics and Crop Plant Research/ International Plant Genetic Resources Institute, Rome.

Elbah D ., 2017. Etude de deux modèles d'insectes nuisibles coloniaux des milieux urbains : *Blattella germanica* (L.) et *Drosophila melanogaster* : Aspect toxicologique et comportemental. Thèse de Doctorat en neurosciences . Université Badji Mokhtar de Annaba, Algérie . 193 pp .

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.

Etges, W. J., De Oliveira, C. C., Ritchie, M. G., & Noor, M. A. (2009). Genetics of incipient speciation in *Drosophila mojavensis*: II. Host plants and mating status influence cuticular hydrocarbon QTL expression and G× E interactions. *Evolution*, 63(7), 1712-1730.

Evans WC (1986) Hybridization and secondary metabolism in the Solanaceae. Solanaceae biology and systematics .W.G. D'Arcy (ed.). New York, Columbia University Press.

Everaerts, C., Farine, J. P., Cobb, M., & Ferveur, J. F. (2010). *Drosophila* cuticular hydrocarbons revisited: mating status alters cuticular profiles. *PloS one*, 5(3), 9607.

Ewing, A. W. & Bennet. H.C. 1968. Courtship songs of *Drosophila*. *Behaviour*, 31, 288-&.

Fabre, C. C., Hedwig, B., Conduit, G., Lawrence, P. A., Goodwin, S. F., & Casal, J. (2012). Substrate-borne vibratory communication during courtship in *Drosophila melanogaster*. *Current Biology*, 22(22), 2180-2185.

FAO & OMS, 2014. Code de conduite international sur la gestion des pesticides. Rome. Parlement européen, 2017. Politique et législation de l'UE sur les pesticides : Analyse approfondie. Service de recherche du Parlement européen. Bruxelles.

FAO & OMS, 2018. Code de conduite international sur la gestion des pesticides, Directives

FAO & PNUE, 2017. Convention de Rotterdam (...) applicable à certains produits chimiques et pesticides dangereux qui font l'objet d'un commerce international, édition révisée,

FAO. 2012. Food and Agriculture Organization of the United Nations. FAOSTAT; [www.faostat.fao.org].

Faostat, 2014. Algérie. URL: <http://faostat.fao.org/>

Fenner, K., Canonica, S., Wackett, L.P. & Elsner, M. 2013. Evaluating pesticide degradation in the environment: blind spots and emerging opportunities. *Science*. **341**(6147): 752-758.

Ferro N. D. 1995. *Mechanical and physical control of the Colorado potato beetle and aphids*. p.53-68. Dans Duchesne R. M. et Boiteau G. (eds.). *Lutte aux insectes nuisibles de la pomme de terre*. Québec, Canada.

Ferron, P., Deguine, J.P. (2005). Vers une conception agroécologique de la protection des cultures . Enjeux phytosanitaires pour l'agriculture et l'environnement, *Tec & Doc*, 347-366.

Finney D.J., 1971. Probits analysis. *3rd ed, Cambridge University Press*, London.

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.

Fraenkel G. & Bhaskaran G. 1973 .Pupariation and Pupation in *Cyclorrhaphous Flies* (Diptera): Terminology and Interpretation1.*Ann Entomol Soc Am* .**66** (2): 418-422p.

Frohne D., Pfänder H.J., Anton R. ; *Plantes à risques : un ouvrage destiné aux pharmaciens, médecins, toxicologues et biologistes ;* 5ème édition Lavoisier ; 2009.

Gacem H., Bendali-Saoudi F., Serradj N., Houmani M., Soltani N., 2023. Risk assessment of the neonicotinoid insecticide acetamiprid on two non-target species, *Daphnia magna* Straus, 1820 (Crustacea, Cladocera) and *Plea minutissima* Leach, 1817 (Insecta, Heteroptera). *APPLIED ECOLOGY AND ENVIRONMENTAL RESEARCH* 21(2):1143-1155.

Gilbert. S.F., 1996. Biologie du développement. 4ème édition, De Boeck, ISBN2-8041-2263-8, p 892.

Gnago J.A., Danho M., Atcham Agneroh T., Fofana I.K. & Kohou A.G., 2010. Efficacité des extraits de neem (*Azadirachta indica*) et de papayer (*Carica papaya*) dans la lutte contre les insectes ravageurs du gombo (*Abelmoschus esculentus*) et du chou (*Brassica oleracea*) en Côte d'Ivoire, *Int. J. Biol. Chem. Sci.* 4(4): 953-966

Goudey-Perrière F. & Perrière C., 1974. Guide de travaux pratiques de Zoologie et de Biologie Animale. Centre de documentation universitaire. Vol 2.100p

Govindarajan, M. & Rajeswary, M. 2015. Ovicidal and adulticidal potential of leaf and seed extract of *Albizia lebbek* (L.) Benth. (Family: Fabaceae) against *Culex quinquefasciatus*, *Aedes aegypti*, and *Anopheles stephensi* (Diptera: Culicidae). *Parasitol Res.* 114(5): 1949-1961.

Greenspan, R. J., & Ferveur, J. F. (2000). Courtship in *Drosophila*. *Annu Rev Genet*, 34, 205–232.

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.

Grillet, M., Dartevelle, L. & Ferveur, J. F. 2006. A *Drosophila* male pheromone affects female sexual receptivity. *Proceedings of the Royal Society B-Biological Sciences*, 273, 315-323.

Grossfield, J. 1971. Behavioral differentiation of three races of *Drosophilu uururia*. *J. Hered.* 62 : 72 -73.

Habbachi S, Boubalta N E , Benhissen S, Habbachi W , Rebbas K, 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* (CD-Rom).

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. 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.

Hall J.C., 1994. The mating of a fly. *Science*, 264(5166): 1702-714.

Hammiche V., Merad R., Azzouz M. ; *Plantes toxiques à usage médicinal du pourtour méditerranéen* ; édition Springer Verlag France ; 2013.

Haraguchi, K., Kitamura, E., Yamashita, T. et Kido, A., 1995. Simultaneous determination of trace pesticides in urban precipitation. *Atmospheric Environment.*, **29**: 247-253.

Harrison R.D., Thierfelder C., Baudron F., Chinwada P., Midega C., Schaffner U. & Berg J., 2019. Agro-ecological options for fall armyworm (*Spodoptera frugiperda* JE Smith) management: Providing low-cost, smallholder friendly solutions to an invasive pest. *J. Env Manag* 243, 318–330

Hassaine S.2017. Activité biologique de quelques plantes sur les ravageurs des denrées stockées. Master académique en écologie. Université Abou bakr Belkaïd. Tlemcen. P.43.

Hassan, H. A. (2009). Efficiency of some new insecticides on physiological, histological and molecular level of cotton leafworm Egypt. *Acad. J. biolog. Sci*, 2(2), 197-209.

Hatt S., Xu Q., Francis F. & Osawa N., 2019. Aromatic plants of East Asia to enhance natural enemies towards biological control of insect pests. A review. *Entom. Gener.*, 38(4), 275–315. DOI: 10.1127/entomologia/2019/0625.

He H-M., Liu L., Shahzad M., Nawaz H.B., Wang Y., Yang J. & Li C., 2019. Crop diversity and pest management in sustainable agriculture. *Jour of Integ Agric*, 18 (9): 1945-1952

Hedjouli, Z. (2022). Abondance et distribution des blattes dans les différents écosystèmes Algériens : Inventaire, lutte intégrée et comportement, these de doctorat, Université Badji Mokhtar Annaba. P 177.

Hilker M. & Meiners T., 2011. Plants and insect eggs: How do they affect each other? *Phytochemistry* 72 : 1612–1623

Hoffmann K.H. et Lorenz M.W., 1998. Recent advances in hormones in insect pest control. *Phytoparasitica*, 26(4), 323-330.

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.

Hunt, J., Breuker, C. J., Sadowski, J. A. et Moore, A. J. (2009). Male–male competition, female mate choice and their interaction: determining total sexual selection. *Journal of Evolutionary Biology*, 22(1), 13-26.

Irace-Guigand, S., Aaron, J.J., Scribe, P. et Barceleó, D., 2004. À compararion of the environmental impact of pesticide multiresidues and their occurrence in river waters surveyed by liquid chromatography coupled in tandem with UV diode array detection and mass spectrometry. *Chemosphere.*, 55: 973-981.

Isabel G., Pascual A. & Preat T., 2004. Exclusive consolidated memory phases in *Drosophila*. *Science*, 304: 1024-1027

Ito, K., Okada, R., Tanaka, N. K., & Awasaki, T. (2003). Cautionary observations on preparing and interpreting brain images using molecular biology-based staining techniques. *Microscopy research and technique*, 62(2), 170-186.

Jacobson M., 1989. Botanical pesticides, past present and future in Arnason J. ed. Insecticides of plant origin. *Washington, D.C. American chemical society symposium.* 387: 1-10.

Jallon, J. M. 1984. A few chemical words exchanged by *Drosophila* during courtship and mating. *Behav. Genet.* 14 : 441 -447.

Joly. D., 2006. La drosophile : Un insecte au service de la science.

Kamaraj, C., Rahuman, A. A., & Bagavan, A. (2008). Antifeedant and larvicidal effects of plant extracts against *Spodoptera litura* (F.), *Aedes aegypti* L. and *Culex quinquefasciatus* Say. *Parasitology research*, 103(2), 325-331.

Karabo O., Obopile M. & Tiroesele B., 2019. Insect diversity and population dynamics of natural enemies under sorghum–legume intercrops. *Trans. Royal Society of Sou. Afr*, Vol. 74, No 3, 258–267. <https://doi.org/10.1080/0035919X.2019.1658654>

Katsoyiannis, A. et Samara, C., 2004. Persistent organic pollutants (POPs) in the sewage treatment plant of Thessaloniki, Northern Greece: occurrence and removal. *Water Research.*, **38**: 2685-2698.

Kazi-Tani C. Le Bourgeois T. Munoz F. Contribution à l'étude des communautés d'adventices des cultures du secteur phytogéographique oranais (Nod-Ouest algérien) : aspects botanique, agronomique et phytoécologique. Association Française de Protection des Plantes. AFPP- 21ème Conférence du COUMAJournée internationale sur la lutte contre les mauvaises herbes, Dec 2011, Dijon, France.

Kemassi A., Boual Z., Hadjseyd A., Bouziane N., Herouini A., Mensouri K. et Ould-El-Hadj M. D., 2018. Biotoxic effects of *Cleome arabica* L. (Capparidaceae) extract from the desert locust *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Orthoptera: Acrididae). *Algerian Journal of Arid Environment*, 8(2), 79-98.

Khaldi R., Rehim N., Kharoubi R., Soltani N., 2022. Phytochemical composition of almond oil from *Melia azedarach* L. and its larvicidal, ovicidal, repellent and enzyme activities in *Culex pipiens* L. *Tropical Biomedicine* 39(4): 531-538

Khan Z., James D.G., Midega C. & Pickett J.A., 2008. Chemical ecology and conservation biological control. *Biological Control* 45 : 210–224.

Khani Abbas , B. R. (2017). Chemical composition and insecticidal efficacy of *Juniperus polycarpus* and *Juniperus sabina* essential oils against *Tribolium confusum* (Coleoptera: Tenebrionidae). *International Journal of Food Properties*, 20:sup2,1221-1229.

Khattak M.K., Shahzad M.F. & Jilani G., 2006. Effect of different extracts of harmful (*Peganum harmala* L.), rhizomes of kuth (*Saussurea lappa* c. b. Clarke) and balchar (*Valeriana officianalis* L.) on the settling and growth of Peach Fruit Fly, (*Bactrocera zonata* Saunders). *Pak. Entomol*, 28: 1.

Knapp S., Bohs L., Nee M., Spooner D.M. (2004). Solanaceae – a model for linking genomics with biodiversity, *Comp FunctGenom*, **5**:285-291.

Köhler, H.R. et Triebkorn, R., 2013. Wildlife ecotoxicology of pesticides: can we track effects to the population level and beyond?. *Science.*, **341**(6147):759-65.

Konopka, R. J., & Benzer, S. (1971). Clock mutants of *Drosophila melanogaster*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, *68*(9), 2112-2116.

Korichi-Almi A., 2016. Effets des extraits de quelques plantes spontanées du Sahara septentrional, sur trois stades de développement (oeuf, L1 et adulte) d'*Ectomyeloisceratoniae Zeller* (Lepidoptera, Pyralidae). *Magister en Sciences Agronomiques*. Université de Ouargla. 119p.

Kromann, S. H., Saveer, A. M., Binyameen, M., Bengtsson, M., Birgersson, G., Hansson, B. S., & Becher, P. G. (2015). Concurrent modulation of neuronal and behavioural olfactory responses to sex and host plant cues in a male moth. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, *282*(1799), 20141884.

Krupp, J. J., Kent, C., Billeter, J. C., Azanchi, R., So, A. K. C., Schonfeld, J. A., & Levine, J. D. (2008). Social experience modifies pheromone expression and mating behavior in male *Drosophila melanogaster*. *Current Biology*, *18*(18), 1373-1383.

Lamontagne. E., 2004 : Caractérisation de nouvelles souches de *Bacillus thuringiensis* d'intérêt pour la production des biopesticides et d'enzyme par fermentation de boues d'épuration municipale. Université du Québec INRSETE.

Lamy F.C., Poinot D., Cortesero A.M. & Dugravot S., 2016. Artificially applied plant Volatile Organic Compounds modify the behavior of a pest with no adverse effect on its natural enemies in the field, *J. Pest Sci.* DOI 10.1007/s10340-016-0792-1.

Laouira, S. (2014). Contribution à l'Etude de l'Effet Insecticide et comportemental des Extraits de Quelques Plantes Médicinales sur *Drosophila melanogaster* et Essai de Lutte , diplôme du magister, ECOLE NATIONALE SUPERIEURE AGRONOMIQUE EL-HARRACH. P106.

Larew. HG., Locke. JC., 1990 : Repellency and toxicity of horticultural oil against whitefly on *Chrysanthemum*. *HortScience* *25* (11), p. 1406–1407.

Lasbleiz C., Ferveur J.F. & Everaerts C., 2006. Courtship behaviour of *Drosophila melanogaster* revisited. *Animal Behaviour*, *72*: 1001-1012.

- Lee MR.** ; *Solanaceae III : henbane, hags and Hawley Harvey Crippen* ; Journal Royal College of Physicians of Edinburgh ; 2006 ; 36 ; p.366-373.
- Lee MR.** ; *The Solanaceae : foods and poisons* ; The Journal of the Royal College of Physicians of Edinburgh ; 36 ; 162-169 ; 2006.
- Leng P., Zhiming Z., Guangtang P. & Maojun Z., (2011).** Applications and development trends in biopesticides. *Afr. J. Biotechnol.*, **10**(86), 19864-19873.
- Li X., Schuler M.A. & Berenbaum M.R., 2007.** Molecular mechanisms of metabolic resistance to synthetic and natural xenobiotics. *Annu. Rev. Entomol*, 52: 231-253.
- Lin, W. Y., Williams, C., Yan, C., Koledachkina, T., Luedke, K., Dalton, J., Bloomsburg,**
- Lone, S. R., Venkataraman, A., Srivastava, M., Potdar, S. et Sharma, V. K. (2015).** Or47b-neurons promote male-mating success in *Drosophila*. *Biology Letters*, 11(5), 20150292.
- Lorec A., 2013.** Un outil idéal pour décrypter les mécanismes d'attaques bactériennes et nos propres défenses. Les défis du CEA. *Le magazine de la recherche et de ses applications*. 180: 15-21.
- Louat, F. (2013).** Etude des effets liés à l'exposition aux insecticides chez un insecte modèle, *Drosophila melanogaster*, thèse de doctorat, Université d'Orléans. p 224.
- Maire R.** Études sur la flore et la végétation du Sahara central. Mémoire de la société d'histoire naturelle de l'Afrique du nord, 1933, 3, Mission du Hoggar II, Alger, 361 p.
- Maistrello L., López M., Soria F. & Ocete R., 2005.** Growth inhibitory activity of *Daphne gnidium* (L.) (*Thymelaeaceae*) extracts on the elm leaf beetle (Col., Chrysomelidae). *Applied Entomology Journal*, 129(8): 418-424.
- Manoko, M.L.K., R.G. van den Berg, R.M.C. Feron, G.M. van der Weerden and C. Mariai. 2007.** AFLP markers support separation of *Solanum nodiflorum* from *Solanum americanum* sensu stricto (Solanaceae). *Plant Syst. Evol.*, 267, 1-11.
- Markow, T. A., & O'grady , P. M (2005) .** Evolutionary genetics of reproductive behavior in *Drosophila* : connecting the dots. *Annu. Rev. Genet*, 39,263-291.

- 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.
- Mckay, T., Bianco, T., Rhodes, L. & Barnett, S. 2013.** Prevalence of *Dirofilaria immitis* (Nematoda: Filarioidea) in mosquitoes from northeast Arkansas, the United States. *J Med Entomol.* **50**(4): 871-878.
- Meera S. & Mann A.K., 2002.** Effect of smoke treatment of *Peganum harmala* on the mortality of *Callosobruchus chinensis* Linnaeus. *Insect Environ*, 8: 108-109.
- Meigen J.H., 1830.** Systmatische Beshreibung der bekannten europäischen zweiflügeligen Insekten, Shulzische Buchhandlung, hamm, 6 : 401.
- Menasria, T., Moussa, F., El-Hamza, S., Tine, S., Megri, R. & Chenchouni, H. 2014.** Bacterial load of German cockroach (*Blattella germanica*) found in hospital environment. *Pathog Glob Health.* **108**(3):141-147.
- Mendelson, T. C., & Shaw, K. L. (2012).** The (mis) concept of species recognition. *Trends in ecology & evolution*, 27(8), 421-427.
- 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.
- Merabti I., 2016.** Identification, composition et structure des populations Culicidiennes de la région de Biskra (Sud-est Algérien). Effets des facteurs écologiques sur l'abondance saisonnière. Essais de lutte. Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques. Option : Écologie Animale. Université Kasdi Merbah d'Ouargla, Algérie. 164 pp.
- Merhi, M., 2008.** Etude de l'impact de l'exposition à es mélanges de pesticides à faibles dose : caractérisation des effets sur la lignée cellulaire humaines et sur le système hématopoïtique murin. Doctorat de l'Université de Toulouse. France. 249p.
- Mordue L.A.J., Morgan E.D. & Nisbet A.J., 2010.** Addendum : Azadirachtin, a natural product in insect control : An update. In : Gilbert L.I., & Gill S.S. (Eds). *Insects Control*. Elsevier, Oxford, UK. 204-206 pp.

- 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.
- Muthukrishnan, J., & Pushpalatha, E. (2001).** Effects of plant extracts on fecundity and fertility of mosquitoes. *Journal of Applied Entomology*, 125(1-2), 31-35.
- Najem M., Bammou M., Bachiri L., Bouiamrine E. H., Ibijbijen J. et Nassiri L., 2020.** *Ruta chalepensis* L. Essential Oil Has a Biological Potential for a Natural Fight against the Pest of Stored Foodstuffs: *Tribolium castaneum* Herbst. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*.
- Nakagawa, Y. 2005.** Non-steroidal ecdysone agonists. *Vitamins and Hormones*. **73**:131–173.
- Nyeem, A.B. M., Mamun Ur Rashid, A.K.M., Nowrose, M., Abu Hossain, M.D., (2017).** *Solanum Nigrum* (Maku): A Review Of Pharmacological Activities And Clinical Effects. *International Journal Of Applied Research*, 3(1): 12-17.
- O'Grady, P. M., & Markow, T. A. (2009).** Phylogenetic taxonomy in *Drosophila*: problems and prospects. *Fly*, 3(1), 10-14.
- Oguma, Y., Kurokawa, H., Akai, S. M., Tamaki, H., et Kajita, J. 1987.** Interspecific differences in some courtship behavioral properties among the four species belonging to the *Drosophilu uuraria* complex. *Zool. Sci.* **4** : 889-895.
- Oucherif N. 2016.** Effet insecticide d'huile essentielle d'une plante spontanée, « *Lantana camara* », sur l'insecte ravageur de blé en post-récolte « *Tribolium castaneum* » (Herbst). Master en Gestion qualificative des productions agricoles. Université de Khemis-Miliana. P.48.
- OULD EL HADJ M.D., 2004** – *Le problème acridien au Sahara algérien*. Thèse Doctorat scien. agro., Inst. nati. agro., El-Harrach, 276 p.
- Ozenda, P. (1983)** Flore du Sahara. En Editions du Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS), Paris, 21-32.
- Pegu Shelja, P. P. (2019).** Evaluation of red flour beetle, *Tribolium castaneum* (Coleoptera; Tenebrionidae) preference to different colour cues in storage. *journal of entomology and zoology studies*, 7(1): 604-607.

Pei, Y., Ji, X., & Li, C. (2010). Pest regulation by means of continuous and impulsive nonlinear controls. *Mathematical and Computer Modelling*, 51(5), 810-822.

Pener, M.P. & Dhadialla T. S. 2012. An overview of insect growth disruptors; applied aspects. *Adv. Insect Physiol.* **43** : 1-162.

Porter. N., 2001 : Essential oils and their production. *Crop & Food Research*. Number 39.

Quinn L., Lin J., Cranna N., Lee J.E.A., Mitchell N. & Hannan R. 2012. Steroid hormones in *Drosophila*: How ecdysone coordinates developmental signaling with cell growth and division. In: Abdul-Jabbar, H. (Ed). *Steroid Basic Science*. Intech, Rijeka. 141-168p.

Ramade F., 2007.- *Caractères écotoxicologiques et impact environnemental potentiel des principaux insecticides utilisés dans la lutte anti-acridienne. Lu lutte antiacridienne*. Ed. AUPEL-UREF, Paris: 179-191.

Rastrelli, L., Totaro, K. et De Simone, F., 2002. Determination of organophosphorus pesticide residues in Cilento (Campania, Italy) virgin olive oil by capillary gas chromatography. *Food Chemistry.*, **79**: 303-305.

Ratnadass, Fernandes, Avelino & Habib, 2012. Plant species diversity for sustainable management of crop pests and diseases in agroecosystems: a review. Springer Verlag/EDP Sciences/INRA. *Agron Sustain Dev*, 32 (1) : 273-303.

Rawani, A., Ghosh, A., & Chandra, G. (2010). Mosquito larvicidal activities of *Solanum nigrum* L. leaf extract against *Culex quinquefasciatus* Say. *Parasitology research*, 107(5), 1235-1240.

Regnault-Roger, C. et Philogène B. (2008) - Past and Current Prospects for the Use of

Regnault-Roger, C., Philogène, B. J., & Vincent, C. (2002). Biopesticides d'origines végétales. *Paris*, 337.

Rehman J. U., Wang X. G., Johnson M.W., Daane K.M., Jilani G., Khan M.A. & Zalom F.G., 2009 b. Effects of *Peganum harmala* (Zygophyllaceae) Seed Extract on the Olive Fruit Fly (Diptera : Tephritidae) and Its Larval Parasitoid *Psytalia concolor* (Hymenoptera : Braconidae). *Journal of Economic Entomology*, 102(6): 2233-2240.

Rehman J.U., Jilani G., Khan M.A., Masih F. & Kanvil S., 2009 a. Repellent and Oviposition Deterrent Effects of Indigenous Plant Extracts to Peach Fruit Fly, *Bactrocera zonata* Saunders (Diptera : Tephritidae). *Pakistan J. Zool*, 41(2): 101-108.

Rizzo ,M., Campisi ,A., Acquaviva ,R., Raciti ,G., Duro , A.,Santagati ,N.A.(2019).Articleantioxdant Activities Of *Solanum Nigrum L.* Leaf Extracts Determined In In Vitro Cellular Models ,University Of Catania, , Italy P.1-12.

Rocheft. S., Lalancette. R., Labbe. R. ET Brodeur. J., 2006 : Recherche et développement de biopesticides et pesticides naturels à faible toxicité pour les organismes non ciblés et respectueux de l'environnement. Rapport final, Projet PARDE, Volet Entomologie, Université Laval. Pp.10- 28.

Rodriguez-Saona C. R., & Stelinski L. L., 2009. Behavior-modifying strategies in IPM: theory and practice. In *Integrated pest management: innovation-development process* (pp. 263-315). Springer, Dordrecht.

Ruby, Km., Dwivedi,J .,Chauhan,R.,Shori,A.(2012). Solanum Nigrum With Dynamic Therapeutic Role: A Review, Banasthali University, Tonk, Rajasthan, 304022, India. *International Journal Of Pharmaceutical Sciences Review And Research* , Issn 0976 – 044x.P65.

Ryckewaert P. & Rhino B., 2017. *Insectes et acariens des cultures maraichères en milieu tropical humide: Reconnaissance, bioécologie et gestion agro-écologique : Guide pratique.* Ed. Quae.

Ryckewaert P. & Rhino B., 2017. *Insectes et acariens des cultures maraichères en milieu tropical humide: Reconnaissance, bioécologie et gestion agro-écologique : Guide pratique.* Ed. Quae.

Saadane F Z , Habbachi W, Habbachi S, Boublata N E, Slimani A, Tahraoui A (2021). Toxic effects of *Drimia maritima* (Asparagaceae) ethanolic extracts on the mortality, development, sexual behaviour and oviposition behaviour of *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *J Anim Behav Biometeorol.*, 9: 2104.

Saadane, F Z (2022). « Effets toxiques des extraits de végétaux inférieures et supérieures sur le comportement alimentaire et sexuel de *Drosophila melanogaster* (Diptera ; Drosophilidae) ». thèse de doctorat, Université Badji Mokhtar Annaba.p 277.

Saijo, R., K. Murakami, T. Nohara, A. Tomimatsa, A. Saito, and K. Matsuoka. 1982. Studies on the constituents of *Solanum* plants II: Constituents of the immature fruits of *Solanum nigrum*. *Yakugaku Zasshi*, 102(3): 300-305.

Saleem, T.S.M.,Chetty, C.M.,Ramkanth, S.,Alagusundaram, M.,Gnanaprakash, K., Thiruvengada, R.V.S.,Angalaparameswari, S.,(2009). *Solanum Nigrum* Linn. *Phcog Rev*,Vol.3, Issue .6, P.342-345.

Scheyer, A., Graeff, C., Morville, S., Mirabel, P. et Millet, M., 2005. Analysis of some organochlorine pesticides in an urban atmosphere (Strasbourg, east of France). *Chemosphere*. **58**: 1517-1524.

Schilcher, F. V. 1976. The role of auditory stimuli in the courtship of *Drosophila mt. lunogustt.r.* *Anim. Behav.* **24** : 18 - 26.

Schilcher, F. V., et Hall, J. C. 1979. Neural topography of courtship song in sex mosaics of *Drosophila melanogaster*. *J. Comp. Physiol.* **129** : 85 -95.

Schilling, E.E., Q.S. Ma, R.N. Anderson. 1992. Common names and species identification in blacknightshades, *Solanum* sect. *Solanum* (Solanaceae). *Econ. Botany*, 46: 223-225.

Schlein, Y., Galun, R., et Ben-eliah, M. N. 1981. Receptors of sex pheromones and abstinons in *Muscu domesricu* and *Glossinu mursirans*. *J. Chem. Ecol.* **7** : 291 -303.

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.

Shorey, H. H. 1962. Nature of sound produced by *Drosophila melanogaster* during courtship. *Science*, **137**, 677-&.

Singh, K., Samant, M. A., Tom, M. T. et Prasad, N. G. (2016). Evolution of pre-and postcopulatory traits in male *Drosophila melanogaster* as a correlated response to selection for resistance to cold stress. *PloS One*, 11(4), e0153629.

Singh,P.(2017). Effect Of *Solanum Nigrum* Glycoalkaloid On Liver Protein Of Albino Rats. *International Journal Of Pharmaceutical, Chemical And Biological Sciences,I Ndia.* Issn: 2249-9504.P346-351.

- Sitnik, J. L., Gligorov, D., Maeda, R. K., Karch, F. et Wolfner, M. F. (2016).** The female post-mating response requires genes expressed in the secondary cells of the male accessory gland in *Drosophila melanogaster*. *Genetics*, 202(3), 1029-1041.
- Slack, J., 2004.** Biologie du développement. 1ère édition, De Boeck, p 481.
- Smaghe, G., Gomez, L.E. & Dhadialla, T.S. 2012.** The bisacylhydrazine insecticides for selective pest control. *advances in insect physiology* . **43** :163–249 .
- Smith, D. T., Sirot, L. K., Wolfner, M. F., Hosken, D. J. et Wedell, N. (2012).** The consequences of genetic variation in sex peptide expression levels for egg laying and retention *Solanum* species of economic importance. *Ann. Missouri Bot. Gard.*, 75 (3): 8.
- Soltani N. (1987).** Effet du diflubenzuron sur la reproduction chez *Tenebrio molitor* (L.). *Annales ANPP III.*, 6, 471-475.
- Soltani N., Smaghe, G., & Soltani-Mazouni, N., (1998).** Evaluation of the ecdysteroid agonist RH-0345 on the hormonal production by integumental explants and ovaries in mealworms. *Med. Fac. Landbouww. Univ. Gent.* 63 (2b), 547–554.
- Soltani, N., Soltani-Mazouni, N., Quenedey, B., & Delachambre, J., (1996).** Protein synthesis in developing ovaries of mealworm under *in vivo* and *in vitro* conditions: effects of diflubenzuron. *J. Stored Prod. Res.* 32 (3), 205–212.
- Song, B.Z., Wu H. Y., Kong Y., Zhang J., Du Y. L., Hu J. H. & Yao Y. C., 2010.** Effects of intercropping with aromatic plants on diversity and structure of an arthropod community in a pear orchard. *BioControl* 55: 741-751.
- Spieth, H. T. (1952).** Mating behavior within the genus *Drosophila* (Diptera). *Bulletin of the AMNH*; v. 99, article 7.
- Storch H.R. 1995.** *Insect pest control on potato with conventional insecticides*. p.95- 112 Dans Duchesne R. M. et Boiteau G. (eds.), *Lutte aux insectes nuisibles de la pomme de terre*, Québec, Canada.
- Strong C. A., Koehler P. G. Patterson R. S., 2000.** Oral toxicity and repellency of borates to German cockroach (Dictyoptera : Blattellidae). *J. Econ. Entomol*, 86(5): 1458-1463.

- Sturtevant, A. H. (1915).** Experiments on sex recognition and the problem of sexual selection in *Drosophila*. *Journal of Animal Behavior*, 5(5), 351.
- Sun, R., Liu, C., Zhang, H. & Wang, Q. 2015.** Benzoylurea Chitin Synthesis Inhibitors. *Journal of agricultural and food chemistry*. **63(31)**: 6847-6865.
- Svetec, N. & Ferveur, J. F. 2005.** Social experience and pheromonal perception can change male-male interactions in *Drosophila melanogaster*. *Journal of Experimental Biology*, **208**, 891-898.
- Taiz L. & Zeiger E., 2006.** Plant physiology. *Ed. Sinauer associates*, Sunderland, USA.764 p.
- Tavernier R. & Lizeaux C. 2002.** Sciences vie de la Terre Terminale S- Spec. *Maisonneuve & Larose*. Paris, France. 255 p.
- Teseo, S., Veerus, L. et Mery, F. (2016).** Fighting experience affects fruit fly behavior in a mating context. *The Science of Nature*, 103(5-6),1-4. .
- Tine S , Sayada N , Soltani N (2022).** Evaluation Of A Botanical Insecticide, Lavender (*Lavandula Angustifolia (M.)*) Essential Oil As Toxicant, Repellent And Antifeedant Against Lesser Grain Borer (*Rhyzopertha Dominica (F.)*). - 1301 -
- Tobin, E. N., et Stoffolano, J. G. 1973.** The courtship of *Muscu* species found in North America. 1. The house fly, *Mu.scu domesrim*. *Ann. Entomol. Soc. Am.* **60** : 1249- 1257.
- Tomé, H. V. V., Martins, J. C., Corrêa, A. S., Galdino, T. V. S., Picanço, M. C., & Guedes, R. N. C. (2013).** Azadirachtin avoidance by larvae and adult females of the tomato leafminer *Tuta absoluta*. *Crop Protection* , 46, 63-69.
- Toubal S., Elhaddad DJ., Bouchenak O., Yahiaoui K., Sadaoui N., Arab K., 2019.** L'importance des extraits d'Urtica dioica L. dans la lutte contre Culex pipiens (Linné, 1758). *Algerian Journal of Environmental Science and Technology*. Vol.5. No1. 868-872.
- Traccqui. P, Demongeot. J, 2003.** Eléments de biologie à l'usage d'autres disciplines de la structure aux fonctions, EDP sciences Edition, 94-95.
- UIP,2009.**Rapportd'activité.<http://www.uipp.org/var/uipp/storage/original/application/c501e df65f1- fa5c7669dbf212580.pdf>.

UNESCO., (1960). Medicinal plants of arid regions. Research on arid zones. Flight 13, Paris (France), 99p.

USEPA, 2011. Pyrethrins/pyrethroid Cumulative Risk Assessment. Retrieved from. *www.epa.gov/pesticides/cumulative* (accessed November 2015).

Vaillant J. & Derridj S., 1992. Statistic analysis of insect preference in tow-choise expriments. *J. Insect. Behav*, 5: 773-781.

Villella, A. et Hall, J. C. (2008). Neurogenetics of courtship and mating in *Drosophila*. *Advances in Genetics*, 62, 67-184.

Viteri Jumbo L.O ; Haddi K ; Faroni L.R.D ; Heleno F ; Pinto F.G et Oliveira E. 2018. Toxicité, oviposition et altérations de la croissance de la population *Callosobruchus maculatus* exposé aux huiles essentielles de girofle et de cannelle. *PLOSONE* 13 (11): P.15.

Von Schilcher, F. (1976). The role of auditory stimuli in the courtship of *Drosophila melanogaster*. *Animal Behaviour*, 24(1), 18-26.

Vonschilcher, F. 1976. Behavior of cacophony, a courtship song mutant in *Drosophila melanogaster*. *Behavioral Biology*, 17, 187-196.

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.

White, N.J., Pukrittayakamee S., Hien T.T., Faiz M.A., Mokuolu O.A, & Dondorp, A.M. 2014. paludisme. *Lancet*. 383(9918): 723-735.

Wijesekera, T. P., Saurabh, S. et Dauwalder, B. (2016). Juvenile hormone is required in adult males for drosophila courtship. *PloS One*, 11(3), e0151912.

Wolfgang Pierl&Werner Ring, 1992. Guides des insects, délachaux et niestlé, Paris, pp 42-198.

Wolfner, M. F. (2009). Battle and ballet: molecular interactions between the sexes in *Drosophila*. *Journal of Heredity*, 100(4), 399-410.

Worrall, F. et Kolpin, D.W., 2004. Aquifer vulnerability to pesticide pollution – combining soil, land-use and aquifer properties with molecular descriptors. *Journal of Hydrology.*, **293**: 191-204.

Wyatt, T. D. (2003). Pheromones and animal behaviour: communication by smell and taste. Cambridge university press.

Xu Q., Hatt S., Lopes T., Zhang Y., Bodson B., Chen J. & Francis F., 2018. A push–pull strategy to control aphids combines intercropping with semiochemical releases. *J Pest Sci* 91:93–103

Yang CH., Belawat P., Hafen E., Jan LY., Jan, YN., 2008. *Drosophila* Egg-Laying Site Selection as a System to Study Simple Decision-Making Processes. *Science*. 319 (5870): 1679 - 1683.

Yarou B.B., Silvie P., Komlan F.A., Mensah A., Alabi T., Verheggen F. & Francis F., 2017b. Plantes pesticides et protection des cultures maraichères en Afrique de l’Ouest (synthèse bibliographique). *Biotech. Agron. Soc. Envir.* 21(4), 288-304.

Zdarek J., Fraenkel G .1972.The mechanism of puparium formation in flies.*J. Exp. Zool Part a***179** (3): 315-323p.

Zhang, Z., Huang, J., Yu, G. et Hong, H., 2004. Occurrence of PAHs, PCBs and organochlorine pesticides in the Tonghui River of Beijing. China. *Environmental Pollution.*, **130**: 785-791.

Ziegler, A. B., Berthelot-Grosjean, M. et Grosjean, Y. (2013). The smell of love in *Drosophila*. *Frontiers in Physiology*, 4, 72.

Zlatnik M.G. 2016. Endocrine Disrupting Chemicals and Reproductive Health. *J Mid Wom. Health.***61**(4):442-55.

[*ANNEXE*]



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 : **RAHAT Makarem**
A présenté une **Communication affichée**

Intitulée : **Impact de l'extrait aqueux du *Solanum nigrum* L (*Solanaceae*) sur le comportement alimentaire de *Drosophila melanogaster* (Diptera : Drosophilidae)**

Co-auteurs : HABBACHI Wafa ; SAMAI Ibtissem ; BENHISSEN Saliha ; TAHRAOUI Abdelkrim ; REBBAS Khellaf

Le Président du Séminaire
Dr. Rabah BOUNAR

Univ. M. B. M'Sila
Faculté des Sciences / SNV
28.29-.04.2021

عميد كلية العلوم
بن ساسي الطيب

Le Doyen de la Faculté des Sciences
Pr. Ettayib BENSACI





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: **RAHAT Makarem**

a participé activement au séminaire et a présenté une **communication E-POSTER** Intitulée:

«Impact des composés naturels bioactifs du *Solanum nigrum* L. (Solanaceae) sur le comportement d'oviposition et la fertilité de *Drosophila melanogaster* (Diptera : Drosophilidae)»

Co-auteurs: *HABBACHI Sarra; SAMAI Ibtissem; BOUZARA Bir ; HABBACHI Wafa; BENHISSEN Salih; TAHRAOUI Abdelkrim*

Le Doyen de la Faculté des sciences de la

Nature et de la Vie
Prof. **MERZAL Smain.**

Présidente du Séminaire
Dr. KHALDOUN Hassina.
Présidente
Peer-2021
Peer 2021



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



Université Mohamed Chérif Messaadia et le Laboratoire de Conservation des Zones Humides



Attestation de participation

La présidente du **Premier Séminaire National en Biologie Végétale et Environnement « SNBVE 2021 »**

Organisé le **24-25** Novembre **2021** via Google meet , atteste que :

Mlle/Mm/Mr : Rahat Makarem a présenté une communication **Orale**

Intitulée: Etude insecticide et évaluation de l'effet toxique direct du *Solanum nigrum* L.
(Solanaceae) sur *Drosophila melanogaster* (diptera : drosophilidae).

Co-auteurs: Habbachi Sarra, Bouzar Abir, Hedjouli Zakaria, Samai Ibtissem, Habbachi Wafa Benhissen
Saliha & Tahraoui Abdelkrim

La Présidente du comité d'organisation

Université Mohamed Chérif Messaadia - Souk-Ahras
Président du Premier Séminaire National
Biologie Végétale et Environnement <<SNBVE 2021>>

Dr. HAOUAM Lynda

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
École Normale Supérieure d'Enseignement Technologique de Skikda
Département des Sciences Naturelles



Attestation de participation

N°: B. CA. 28.

Le comité scientifique du 1^{er} Séminaire National des Plantes Aromatiques et Médicinales de l'Est Algérien (SNPAMEA-1), organisé les 14 et 15 Septembre 2021, atteste que:

Mlle. RAHAT Makarem.

a présenté une communication par affiche.

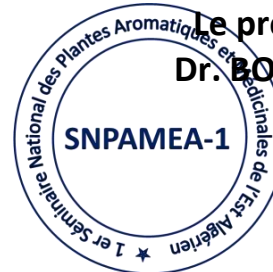
Titre: Evaluation de la capacité insecticide des extraits aqueux et éthanoïques de *Solanum nigrum* L. (Solanaceae) sur la mortalité de *Drosophila melanogaster* (Diptera: drosophilidae).

Co-auteur(s): HABBACHI Sarra, HEDJOULI Zakaria, SAMAI Ibtissem, BOUZAR Abir, HABBACHI Wafa, BENHISSEN Saliha et TAHRAOUI Abdelkrim.

Le directeur adjoint
Dr. OUMELAZ Fayçal



Le président du séminaire
Dr. BOUGHENDJIOUA Hicham



Evaluation of the Toxic Effects of Aqueous Extracts of *Solanum Nigrum* L.(Solanaceae) on the Mortality and Development of *Drosophila Melanogaster* (Diptera : Drosophilidae).

Makarem Rahat

Laboratory of Applied Neuroendocrinology. Department of Biology, Faculty of Sciences, Badji Mokhtar University Annaba 23000, Algeria., makarem.rahat23@gmail.com

Sara Habbachi

Laboratory of Applied Neuroendocrinology. Department of Biology, Faculty of Sciences, Badji Mokhtar University Annaba 23000, Algeria., sarrahabbachi@yahoo.com

Ibtissem Samai

Research Laboratory of Soils and Sustainable Development. Department of Biology, Faculty of sciences, university Badji Mokhtar Annaba 23000, Algeria., ibtissemecologie@yahoo.fr

Wafa Habbachi

Laboratory of Applied Neuroendocrinology. Department of Biology, Faculty of Sciences, Badji Mokhtar University Annaba 23000, Algeria., habbachi.waffa@yahoo.fr

Abir Bouzar

Laboratory of Applied Neuroendocrinology. Department of Biology, Faculty of Sciences, Badji Mokhtar University Annaba 23000, Algeria., bouzarabir2020@yahoo.com

Follow this and additional works at: <https://coresholar.libraries.wright.edu/jbm>



Part of the [Agriculture Commons](#)
See next page for additional authors

Recommended Citation

Rahat, M., Habbachi, S., Samai, I., Habbachi, W., Bouzar, A., Benhissen, S., & Tahraoui, A. (2021). Evaluation of the Toxic Effects of Aqueous Extracts of *Solanum Nigrum* L.(Solanaceae) on the Mortality and Development of *Drosophila Melanogaster* (Diptera : Drosophilidae)., *Journal of Bioresource Management*, 8 (4).

ISSN: 2309-3854 online

(Received: Jul 10, 2021; Accepted: Sep 12, 2021; Published: Dec 31, 2021)

This Article is brought to you for free and open access by CORE Scholar. It has been accepted for inclusion in Journal of Bioresource Management by an authorized editor of CORE Scholar. For more information, please contact library-coresholar@wright.edu.

Evaluation of the Toxic Effects of Aqueous Extracts of *Solanum Nigrum* L.(Solanaceae) on the Mortality and Development of *Drosophila Melanogaster* (Diptera : Drosophilidae).

Authors

Makarem Rahat, Sara Habbachi, Ibtissem Samai, Wafa Habbachi, Abir Bouzar, Saliha Benhissen, and Abdelkrim Tahraoui

© Copyrights of all the papers published in Journal of Bioresource Management are with its publisher, Center for Bioresource Research (CBR) Islamabad, Pakistan. This permits anyone to copy, redistribute, remix, transmit and adapt the work for non-commercial purposes provided the original work and source is appropriately cited. Journal of Bioresource Management does not grant you any other rights in relation to this website or the material on this website. In other words, all other rights are reserved. For the avoidance of doubt, you must not adapt, edit, change, transform, publish, republish, distribute, redistribute, broadcast, rebroadcast or show or play in public this website or the material on this website (in any form or media) without appropriately and conspicuously citing the original work and source or Journal of Bioresource Management's prior written permission.

**EVALUATION OF THE TOXIC EFFECTS OF AQUEOUS EXTRACTS OF
SOLANUM NIGRUM L.(*SOLANACEAE*) ON THE MORTALITY AND
DEVELOPMENT OF *DROSOPHILA MELANOGASTER* (DIPTERA :
DROSOPHILIDAE).**

**MAKAREM RAHAT*¹, SARA HABBACHI¹, IBTISSEM SAMAI², Wafa HABBACHI¹, ABIR
BOUZAR¹, SALIHA BENHISSEN^{1,3}, AND ABDELKRIM TAHRAOUI¹**

¹ *Laboratory of Applied Neuroendocrinology. Department of Biology, Faculty of Sciences, Badji Mokhtar
University Annaba 23000, Algeria.*

² *Research Laboratory of Soils and Sustainable Development. Department of Biology, Faculty of sciences,
university Badji Mokhtar Annaba 23000, Algeria.*

³ *Department of Natural and Life Sciences, Faculty of Sciences, Mohamed Noudiaf University of M'Sila, 28
000, Algeria.*

Corresponding author's email: makarem.rahata23@gmail.com

ABSTRACT

Solanum nigrum is a plant that has therapeutic properties of the *Solanaceae* family. It is used extensively in traditional medicine but also as a bio-insecticide to control insect pests. Some parts of this plant can be very toxic to livestock and humans. In the present study, the direct and delayed toxic effects of aqueous extracts of *S. nigrum* on the mortality and development of *Drosophila melanogaster* were investigated. For this study, an extraction method including decoction is adopted to extract the active principles from the leaves of *S. nigrum*. The treatment was carried out by ingestion on 2nd instar larvae (L2) and adults. The exposure to the aqueous extract shows that it has a good insecticidal activities, it acts on the larvae by inducing 96.25 % mortality rate at the end of treatment by 50g/l. The adults' mortality increases with the lengthening of the exposure time as well as with the dose increase. The maximum mortality was recorded is between 97.50% and 100% in males and females. We also recorded a disturbance in the flies development, which took less time to reach the adult stage when they were treated, and this for the five concentrations. Malformations were recorded in the adult wings after treatment with the different concentrations of the toxic plant. In addition, some flies showed a significant increase in size compared to controls.

Keywords: *Drosophila melanogaster*, *Solanum nigrum*, toxicity, development, mortality.

INTRODUCTION

In order to control insect pest populations, mankind is making considerable efforts, seeking new physical, chemical and biological control methods to limit their proliferation (Appel, 1990; Kim and al., 1995; Lyon, 1997). Chemical pesticides are the most widely adopted control method because of their effectiveness on the target (Cantrell and al., 2012; Casida & Durkin, 2013; Boulahbel, 2015; Habbachi, 2020).

Chemicals used in insect control have not been able to completely control some pests. In addition, they have

increased the environmental impact by poisoning living beings (Louat, 2013). Taking environmental and ecological problems seriously has prompted research organisations and institutions to look for alternative methods of controlling these pests. Indeed, in modern agriculture, thanks to the study of direct plant defenses and their mode of action, the focus is on the control of pests. Therefore, there is an increasing focus on natural compounds from plants for the development of new bio-insecticide molecules (Habbachi and al., 2013).

The possibilities of using secondary substances from plants against insect pests, has attracted much interest, some works have shown the wide variety of biological activities of plant-based preparations (Candan and al., 2003). Indeed, the botanical world provides means of control in better harmony with the environment. Many plants synthesise secondary metabolites, such as alkaloids, polyphenols, terpenes, steroids, and their essential oils have important biological properties against pests (Silva and al., 2002; Regnault-Roger and al., 2005).

Plant extracts have been used as pesticides for a long time as Pyrethrum, nicotine, and rotenone are all well-known compounds as insect agents of control (Crosby & Rucker, 1966). According to Jacobson (1989), more than 2000 plant species with insecticidal activity have already been identified. Algeria, thanks to its geographical situation, its relief, its great variety of climates and soils, has a varied flora in the coastal regions, the mountainous massifs, the high plateaus, the steppe and Saharan oases, containing more than 3000 plant species (Saad and al., 2005).

Studies have shown the toxic effect of bio-insecticide molecules by ingestion, and their activity on mortality and sexual behaviour of *D. melanogaster* as well as the feeding attractiveness of maggots before the pupal stage remains poorly understood. The latter act on the development of the flies also causing malformation in the wings (Habbachi and al., 2013 ; Elbah and al., 2016 ; Elbah., 2017 ; Habbachi and al., 2019 ; Habbachi and al., 2020 ; Habbachi., 2020 ; Saadane and al., 2021).

The *Solanaceae* family is a medium-sized one comprising about there are 96 genera and 3000-4000 species in the area worldwide (D'Arcy, 1979). Among the angiosperm families, *Solanaceae* is one of the most crucial families for individuals. Food is obtained from members of the family for food like potato (*Solanum*

tuberosum L.), tomato (*Solanum lycopersicum* L.) and aubergine (*Solanum melongena* L.) and as medicines like *Nicotiana tabacum* L. and *N. rustica* L., *Atropa belladonna* L., *Mandragora officinarum* L. and *Duboisia spp.* The *Solanaceae* family includes plants that range in size from trees to tiny annual herbs, and live in a variety of environments, including deserts and tropical climates rainforests; and in terms of morphology, with surprising variations in many cases and fruit characters (Knapp et al., 2004). Family members are well-known for the creation of a wide variety of secondary metabolites, e.g. alkaloids, flavonoids and terpenes (Evans, 1986). Recently, the ecological importance of *Solanum* alkaloids in the limitation of frugivores (Cipollini and Levey, 1997a; Albuquerque et al., 2006), as well as antifungal agents (Cipollini and Levey, 1997b).

The effects of *Solanum nigrum* extracts and solamargine alone were shown to be poisonous, although the effects differed between species. Solamargine and solasonine, for example, were ineffective against *Manduca sexta* but reduced the development of *Tribolium castaneum* larvae. (Weissenberg et al., 1998) . Solamargine has a detrimental effect on *Macrosiphum euphorbiae* reproduction. (Günter et al., 2000) and changed *Zophobas atratus'* cardiac activity (Ventrella et al., 2015). Surprisingly, *S. nigrum* extracts have a fatal toxicity against mosquitos. (Rawani et al., 2013) as well as beetles (Gokce et al., 2007) has been previously reported

In this work, we aim to test the direct and indirect toxic effect of the aqueous extract of *S. nigrum* (*Solanaceae*) on *Drosophila melanogaster*. A plant widely distributed throughout the world, ranging from tropical to temperate regions; in Europe, Asia and North America. and has been introduced in South America, Australia and Africa (Rizzo et al., 2019). In this work we evaluated the effect of the

plant on the mortality and development of *D. melanogaster*. *Drosophila* is the best known and most studied in the laboratory among all beings (Tracqui et al., 2003).

MATERIALS & METHODS

Insect

Drosophila melanogaster was described by Johann Wihelm Meigen in 1830. Its reproduction is very rapid. It has a very short life span and consists of three larval stages and a pupal stage from which an adult emerges that can fly and reproduce.

Mass Rearing

A wild strain collected from rotten apples in the Annaba region (Algeria) is used. The rearing is carried out in tubes (12 x 4 cm) plugged with a foam pad and containing an agar-based nutrient medium made of cornmeal and brewer's yeast. The culture is maintained at $25\pm 2^\circ$ C, a humidity of 70 to 80% and a scotophase of 12 hours.

Solanum nigrum (Solanaceae)

It's an herbaceous, annual, therophyte plant that can grow up to 70 cm; belonging to the *Solanaceae* family. Its habitat is cosmopolitan. Plants of the *S. nigrum* complex, analgesic, antispasmodic, and antiseptic have all been utilized in the past. antidyscentric, antinarcotic, emollient, diuretic, tonic, soporific, laxative, anticancer, antiulcer, and for diseases of the gastrointestinal tract of the neuro-vegetative system (Saijo et al., 1982; Akhtar & Muhammad, 1989; Schilling et al. 1992; Edmonds & Chweya, 1997; Manoko et al., 2007).

Preparation of the S. nigrum Aqueous Extract

It consists in taking the fresh leaves of the plant which were harvested in

November in the Boussaada region (M'sila, Algeria, N $35^\circ 23'28''$, E $04^\circ 18'07''$, 406 m altitude) then drying them well at an ambient temperature in the shade and in the open air for 7 days. A quantity of 116 g is boiled in one liter of distilled water for 30 minutes on a hot plate at 180° C. The solution obtained is filtered to obtain a stock solution of 116 g/l.

S. nigrum Aqueous Extract Effects on Larvae

For the treatment we prepared five different concentrations (10 g/l, 25 g/l, 50 g/l, 75 g/l, 100g/l). The toxicity test consists of exposing L₂ larvae to different concentrations of *S. nigrum* by ingestion. 10 ml of each concentration is added to 40 g of culture medium, which is then placed in four tubes. In each tube, twenty larvae taken at random from the mass rearing are placed. Another 20 larvae are placed in another control tube. The mortality and development of the larvae is monitored for 15 days.

S. nigrum Aqueous Extract Effects on Adults

The toxicity test consists of administering the different concentrations of the extract by ingestion to male and female *Drosophila* adults. 10ml of each concentration is mixed with 40 g of food which will be distributed in eight different tubes for each concentration (4 tubes for males, 4 tubes for females). In each tube, 20 adults (males or females) are placed and recovered from the emergence of the mass rearing. We monitored mortality for 15 days with a control preparation for each sex.

Data Analyses

The toxicological parameters (LC50%, LC16%, LC84% and LC90%, LT50%, LT16%, LT84% and LT90%) were calculated according to the

mathematical procedures of Finney (Finney, 1971).

RESULTS

Effects on Larvae Mortality

The results show that the aqueous extracts of *S. nigrum* act on the duration of larval development and on the mortality of the larvae according to the concentration applied. The 75 g/l concentration shows a

low larvicidal activity while the 50 g/l concentration manages to kill 95 % of the population at the end of the treatment. For the 3 concentrations (10; 25; 100 g/l), mortality varies between 30 % and 40 %, approximately. The analysis of the data indicates highly significant differences between the mortality rates of the larvae recorded during the 15 days of monitoring (p between 0.003 and 0.029) (Tab. 1).

Table 1: Mortality rates caused by the different concentrations of *S.nigrum* on L2 *D. melanogaster* larvae

	<i>10g/l</i>	<i>25g/l</i>	<i>50g/l</i>	<i>75g/l</i>	<i>100g/l</i>	<i>F_{obs}</i>	<i>p</i>
<i>2days</i>	0.00%	0.00%	0.00%	0.00%	1.25%	9.00	0.001 **
<i>5days</i>	0.00%	0.00%	0.00%	0.00%	1.25%	9.00	0.001 **
<i>10days</i>	2.50%	13.75%	11.25%	5.00%	5.00%	0.57	0.69
<i>15days</i>	38.75%	37.50%	96.25%	7.50%	30.00%	1.36	0.29
<i>F_{obs}</i>	4.23	0.01	8.76	5.27	0.032		
<i>P</i>	0.02 *	0.003 **	0.02 *	0.01 *	0.99		

(*: Significant; **: Highly significant; ***: Very highly significant)

The mortality rates of the larvae are weakly correlated to the concentrations of the extract used (Tab. 2A). The lethal concentration of 50% reached 645.65 g/l at 10 days and 11.22 g/l of the *S. nigrum* extract at 15 days of exposure (Tab. 2A). 90% of the larvae die with the 0.003 g/l concentration after 15 days (Tab. 2A).

For the lethal times, the results show that there is a strong positive correlation between the mortality rate and the larvae exposure time to the plant extracts (Tab. 2B). Our results indicate that the LT50% is 23.44 days for the low concentrations and 60.25 days for the highest concentration. The LT90% reaches 331.13 days for the highest concentration (Tab. 2B).

Effects on Adult Mortality

The results show that *S. nigrum* aqueous extracts also act on the adults mortality according to the concentration applied.

For females, all the concentrations used manage to kill 100% of the population after 15 days of treatment; there is a very highly significant difference between the mortality rates recorded for the concentration 75 g/l ($p < 0.0001$ ***), there is also an effect of time on mortality for the other concentrations (Tab. 3).

For males, there is a highly significant difference between the mortality rates recorded for the 25 g/l concentration ($p < 0.0001$ ***); there is a

Table 2: Toxicological parameters of *S. nigrum* aqueous extracts on *D. melanogaster* larvae L2

A									
Time	Regression	LC _{50%}	LC _{90%}	LC _{84%}	LC _{16%}	Slope	fc150%	Low.lim	Up.lim
2days	Y=-2.05+1.61X (R=0.55)	23.44	147.9	97.72	5.75	4.115	1.20	19.53	28.128
5 days	Y=-2.05+1.61X (R=0.55)	23.44	147.9	97.72	5.75	4.115	1.20	19.53	28.128
10 days	Y=2.79+0.38X (R=0.39)	645.65	1.51	263.02	1.62	199.47	1.86	347.19	1200.90
15 days	Y=5.38-0.36X (R=0.123)	11.22	0.003	0.02	6.30	0.002	0.44	25.5	4.93
B									
[C]	Regression	LT _{50%}	LT _{90%}	LT _{84%}	LT _{16%}	Slope	ft150%	Low.lim	Up.lim
10g/l	Y=-2.39+5.38X (R=0.898)	23.44	40.73	35.48	15.31	1.52	1.06	22.11	24.84
25g/l	Y=-2.50+5.85X (R=0.902)	19.05	31.62	28.18	12.88	1.47	1.05	18.14	20.00
50g/l	Y=-3.41+7.61X (R=0.893)	12.58	18.62	16.98	9.33	1.34	1.04	12.10	13.09
75g/l	Y=-2.06+4.82X (R=0.902)	28.84	53.70	46.77	17.78	1.62	1.07	26.95	30.85
100g/l	Y=1.91+1.73X (R=0.815)	60.25	331.13	223.87	16.21	3.71	1.20	50.21	72.30

(A: exposure time of the larvae, B: concentrations used, y: probit of mortality rates, X: the decimal logarithm of concentrations and/or times).

(Up.lim= upper limit ; Low.lim = lower limit)

Table 3: Mortality rates caused by different concentrations of *S. nigrum* on *D.melanogaster* adults

Female	10 g/l	25 g/l	50 g/l	75 g/l	100 g/l	F _{obs}	p
2 days	10.00%	22.50%	6.25%	3.75%	5.00%	1.66	0.21
5 days	45.00%	71.25%	33.75%	47.50%	33.75%	11.29	< 0.0001***
10 days	90.00%	98.75%	96.25%	100%	87.50%	7.68	0.001**
15 days	98.75%	100%	100%	100%	100%	9	< 0.0001***
F _{obs}	9.96	16.93	3.37	57.54	4.9		
P	0.01*	< 0.0001***	0.05*	< 0.0001***	0.02*		
Male	10 g/l	25 g/l	50 g/l	75 g/l	100 g/l	F _{obs}	P
2 days	13.75%	32.50%	1.25%	6.25%	5.20%	8.62	0.001**
5 days	51.25%	76.25%	7.50%	33.75%	17.50%	4.58	0.013*
10 days	92.50%	98.75%	100%	98.75%	97.50%	3.2	0.043*
15 days	97.50%	100%	100%	98.75%	100%	7.07	0.002**
F _{obs}	5.44	69.55	3.79	8	10.44		
P	0.014*	< 0.0001***	0.06	0.003**	0.001**		

(*: Significant; **: Highly significant; ***: Very highly significant)

Table 4: Toxicological parameters of *S. nigrum* aqueous extracts on *D. melanogaster* females

A									
Time	Regression	LC _{50%}	LC _{90%}	LC _{84%}	LC _{16%}	Slope	ƒcl50%	Low.lim	Up.lim
2 days	Y=4.66-0.72X (R=0.66)	0.33	0.006	0.01	7.94	0.035	0.64	0.51	0.21
5 days	Y=5.52-0.40X (R=0.4)	19.95	0.012	0.07	6.02	1.65	1.06	18.82	21.15
10 days	Y=5.79+0.78X (R=0.306)	0.09	4.16	1.77	0.005	18.43	1.46	0.07	0.13
15 days	Y=6.42+1.25X (R=0.826)	0.073	0.77	0.44	0.011	6.32	1.29	0.06	0.1
B									
[C]	Regression	LT _{50%}	LT _{90%}	LT _{84%}	LT _{16%}	Slope	ƒT150%	Low.lim	Up.lim
10 g/l	Y=2.31+4.06X (R=0.988)	4.57	9.33	7.94	2.57	1.75	1.08	4.23	4.93
25 g/l	Y=2.38+5.16X (R=0.979)	3.16	5.92	4.89	2.04	1.54	1.06	2.98	3.35
50 g/l	Y=1.05+6.13X (R=0.943)	4.36	7.07	6.30	3.01	1.44	1.05	4.15	4.58
75 g/l	Y=0.31+7.87X (R=0.961)	3.89	5.62	5.24	2.95	1.33	1.04	3.74	4.04
100 g/l	Y=1.13+5.89X (R=0.901)	4.46	7.41	6.60	3.01	1.48	1.05	4.25	4.68

(A: exposure time of the larvae, B: concentrations used, y: probit of mortality rates, X: the decimal logarithm of concentrations and/or times).

(Up.lim= upper limit ; Low.lim = lower limit)

Table 5: Toxicological parameters of *S. nigrum* aqueous extracts on *D. melanogaster* males

A									
Time	Regression	LC _{50%}	LC _{90%}	LC _{84%}	LC _{16%}	Slope	ƒcl50%	Low.lim	Up.lim
2 days	Y=5.05-0.95X (R=0.559)	1.12	0.05	0.10	12.30	0.19	0.80	5.90	0.21
5 days	Y=6.59 1.27X (R=0.596)	17.78	1.73	3.01	107.15	0.18	0.80	22.22	14.22
10 days	Y=6.06+0.80X(R=0.387)	21.13	1.88	0.81	0.0028	3841.83	2.92	7.23	61.69
15 days	Y=6.40+1.03X(R=0.471)	0.04	0.77	0.04	0.0047	4.75	1.24	0.03	0.05
B									
[C]	Regression	LT _{50%}	LT _{90%}	LT _{84%}	LT _{16%}	Slope	ƒT15%	Low.lim	Up.lim
10 g/l	Y=2.67+3.63X(R=0.994)	4.36	9.77	8.12	2.34	1.86	1.09	4.00	4.75
25 g/l	Y=2.81+4.76 X (R=0.975)	2.88	3.46	4.57	1.77	1.61	1.07	2.69	3.08
50 g/l	Y=-0.56+8.27X (R=0.886)	4.67	6.60	6.16	3.54	1.32	1.04	4.49	4.86
75 g/l	Y=1.66+5.00X (R=0.961)	4.57	8.39	7.34	2.95	1.57	1.06	4.31	4.84
100 g/l	Y=0.10+7.21X (R=0.925)	4.67	7.07	6.45	3.46	1.36	1.04	4.49	4.85

(A: exposure time of the larvae, B: concentrations used, y: probit of mortality rates, X: the decimal logarithm of concentrations and/or times)

(Up.lim= upper limit; Low.lim = lower limit)

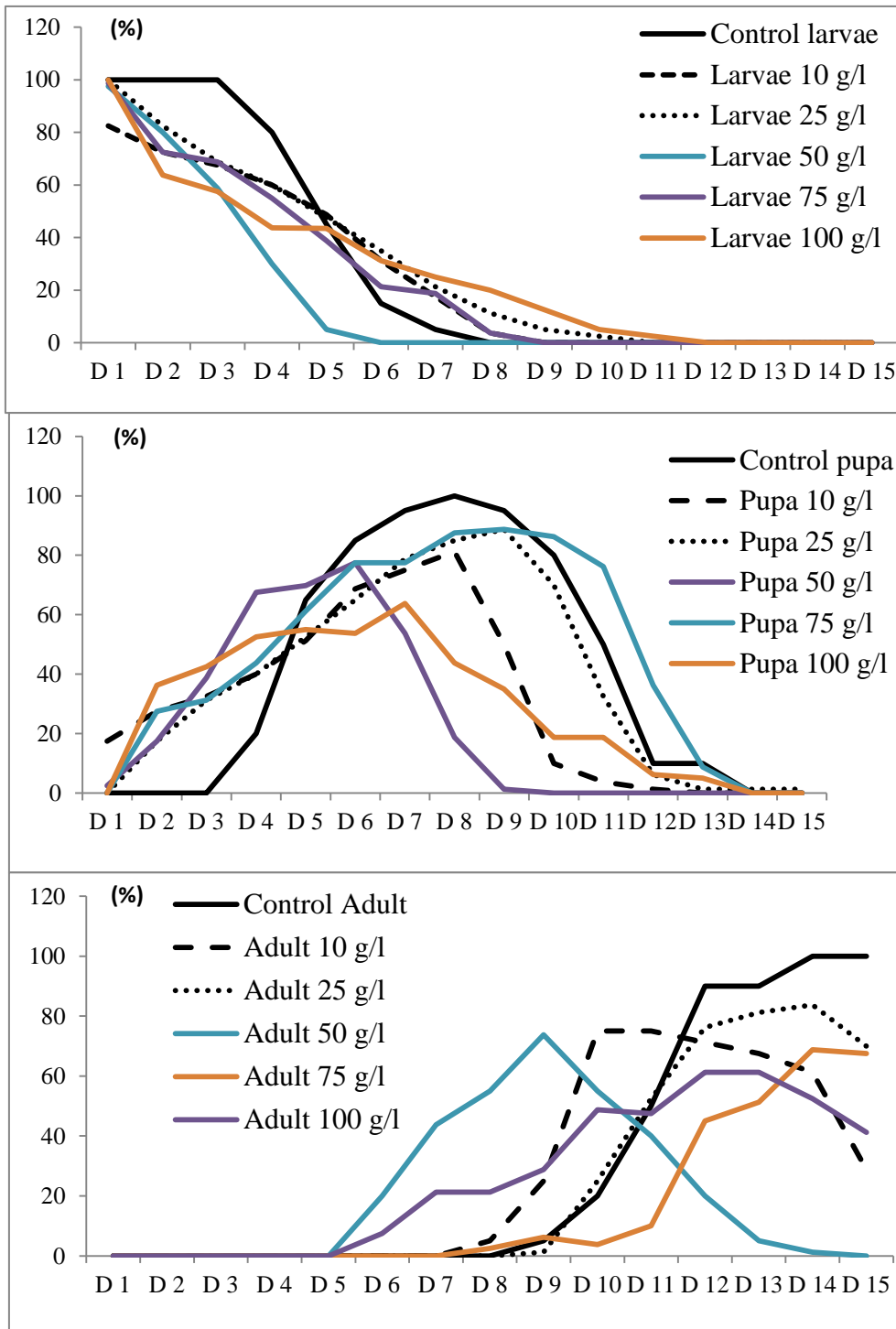


Figure 1. Effect of *S. nigrum* aqueous extract on the *D. melanogaster* development (A: Larval development; B: Pupal development; C: Adult development)

time effect on mortality for other concentrations (Tab. 3).

Mortality rates of adult females are strongly and positively correlated with the

concentrations of the extract used (Tab. 4A). The lethal concentration of 50 % reached 19.95 g/l at 5 days and 0.073 g/l of the *S. nigrum* extract at 15 days of

exposure (Tab. 4A). 90 % of the females died with the 0.77 g/l concentration after 15 days (Tab. 4A).

For the lethal times, the results show that there is a strong positive correlation between the mortality rate and the exposure time of *D. melanogaster* females to the plant extracts (Tab. 4B). Our results indicate that the LT50 % is 4.57 days for the low concentrations and 4.46 days for the highest concentration. The LT90 % reaches 7.41 days for the highest concentration (Tab. 4B).

The mortality rates of adult males are strongly and positively correlated with the concentrations of the extract used (Tab. 5A). The lethal concentration of 50 % reaches 17.78 g/l at 5 days and 0.04 g/l of the *S.nigrum* extract at 15 days of exposure (Tab. 5A). 90 % of the adults die with the concentration of 0.77 g/l after 15 days (Tab. 5A).

For lethal times, the results show that there is a strong positive correlation between the mortality rate and the exposure time of *D. melanogaster* males to the plant extracts (Tab. 5B). Our results indicate that the LT50 % is 4.36 days for low concentrations and 4.67 days for the highest concentration. The LT90 % reaches 7.07 days for the highest concentration (Tab. 5B).

Effects on D. melanogaster Development

S.nigrum acts significantly on the fly development by inducing acceleration in the larvae growth into pupae for all five concentrations. For the adult stage, we recorded an extract activity on the development, 100 % of the population treated with *S.nigrum* aqueous extracts reached the adult stage. We also noted that wing-level abnormalities and a change in morphology were present (Fig. 1).

DISCUSSION

The use of plant protection products is not without consequences for ecosystems. After application in the field,

these substances will be disseminated in the soil and in the air. Elements such as rain and wind will favour this dispersion, causing the contamination of soils, lakes, rivers, etc., sometimes very far from the site where the chemicals were applied. These substances have been found, for example, in ocean spray or in Arctic snow (Van der Werf, 1997).

At present, pest control in natural and man-made environments is increasingly moving towards the use of natural means to control the various pests. This trend is driven by a major concern to minimise the use of pesticides that pollute the environment and also lead to the emergence of resistant strains (Acheuk, 2012). Among these natural means is the use of plant extracts as bio-insecticides (Grethead et al., 1994).

Biomolecules belonging to the secondary metabolism of plants such as: terpenes, alkaloids, glycosides, polyphenols and essential oils, are easily biodegradable by enzymatic pathways, no biomagnification phenomenon having been described (Isman, 2002). These secondary metabolites develop little toxicity for vertebrates and are regularly consumed in food (Regnault-Roger and al., 2002).

Natural products are used, specifically plant extracts, as a type of insect control in Algeria has started to develop, through a multitude of recent works (Kemassi and Oueld Elhadj, 2008; Lebouz and Oueld Elhadj, 2010; Habbachi et al., 2013).

Mortality is the primary criterion for judging the chemical or biological efficacy of a treatment. Leaves of a Saharan test plant *S. nigrum* were presented to *Drosophila melanogaster* larvae and adults. To study and compare their efficacy, we chose the doses and time that caused the maximum mortality; i.e. the time of 15 days of exposure. In this study, we used the aqueous extract of *S. nigrum*, in order to identify the toxic substances of this plant and to see if the

plant, in addition to its medicinal capacities, can be used as a bio-insecticide to limit the proliferation of insect pests.

According to our results, the aqueous extract of *S. nigrum* administered by ingestion to 2nd instar larvae of *D. melanogaster* at different doses showed a strong insecticidal activity depending on the doses administered. The 50g/l concentration managed to kill 96.25% of the population at the end of the treatment which shows a strong positive correlation between mortality rates and exposure times of the larvae to the aqueous extract. Other studies have shown that plant extracts can have an intense insecticidal activity, such as the study by Benhissen et al (2019) on the aqueous extract of *Ruta chalepensis* (*Rutaceae*) and its direct effect on *Culiseta longiareolata* (*Culicidae*), this work showed that the mortality rate increases with the concentration of the extract and time. The highest mortality rate (100%) was obtained after 3 days of treatment for the highest concentration (33.2g/l). Further studies by Benhissen et al (2018) showed that the plant extract of *Nicotiana glauca* (*Solanaceae*) induced a mortality rate reaching 98.3% after 2 days of treatment when *Culiseta longiareolata* (*Culicidae*) larvae were exposed to the highest concentration (62.4g/l).

The application of aqueous extracts of *S. nigrum* on the 2nd instar larvae of *D. melanogaster* affected the survival of the adults. Indeed, this extract significantly reduced the longevity of males and females surviving the treatment. Female mortality increased with increasing exposure time as well as with increasing dose. . A maximum mortality percentage of 98.75 to 100% was recorded in females and 97.50 to 100% in males. In this regard, we cite the work of Bouzar et al (2021) who reported that the aqueous extract of *Nicotiana glauca* (*Solanaceae*) reduced the life span of the vinegar fly by causing significant mortality (100%) by treating the adults with the lowest concentration (10 µg/ml).

Insect structure and physiology vary during growth and development, with some developmental stages being more sensitive to insecticides than others (Hassan, 2009). Insect development can be disrupted by different insecticides, generally resulting in a lengthening of developmental duration; the appearance of morphological malformations and/or a reduction in longevity (Louat , 2013) .

In our experiments, the effect of *S. nigrum* on the development of the fly was also studied. The results show that its extracts influence the duration of embryonic life and the pupation and number of emerged adults causing an acceleration in the growth of treated larvae for all five concentrations. The results found for *S. nigrum* are in agreement with those of (Saadane et al., 2021) who proved that the plant extract of *Drimia maritima* (*Asparagaceae*) had a significant effect on the development of flies by also inducing an acceleration of the growth of larvae to pupae, at all three concentrations (0.12 µg/ml; 0.25 µg/ml; 0.5µg/ml). For the adult stage, developmental activity was recorded; only 80% of the population treated with *D. maritima* reached the adult stage.

Our results reveal that the aqueous extracts used, also induce various malformations in adults which are mainly located at the level of the wings (malformed or absent wings). These results agree with those of Elbah (2017) who also recorded malformations in the different stages of the vinegar fly following treatment with the aqueous extract of *Daphne gnidium* (*Thymelaeaceae*) leaves.

Several studies have highlighted the toxic effect of aromatic plants on Diptera such as (Idrissi et al., 1998 ; Idrissi Hassani L.M., 2000 ; Aouinty et al., 2006 ; Idrissi Hassani L.M. & Hermas J, 2008 ;; Lebouz I., 2010; Habbachi et al., 2013; Kemassi & Oueld El-Hadj, 2014; Habbachi et al., 2014; El-Bah D., 2016; Benhissen et al., 2018) .

CONCLUSION

The calculations of toxicological parameters (lethal concentrations and lethal times) indicate the differences. The observed mortality is positively correlated with the concentrations used and the exposure time. The toxicological tests showed the existence of toxicity towards the treated animals; these tests also allowed the determination of the LC50%, LC90%, and also and TL50%, TL90% for this product.

The results of this work suggest the presence of toxic substances in the studied extract which may lead to the development of bio-insecticides based on *S.nigrum* to be used in agriculture and sold on the pesticide market.

REFERENCES

- Acheuk F (2012). Évaluation des effets du Téflubenzuron et de l'extrait méthalonique de la plante *Haplophyllum tuberculatum* (Rutacée) sur le développement et la reproduction du criquet migrateur : *Locusta migratoria* (Linné, 1758) (Orthoptera, Oedipodinae). Thesis of Doctorate in Agronomic Sciences. National Higher School of Agronomy El-Harrach of Algiers, Algeria. 151 pp.
- Akhtar MS, Muhammad M (1989). Evaluation of the gastric antiulcerogenic effects of *Solanum* species of economic importance. *Ann Missouri Bot Gard.*, 75 (3): 8.
- Albuquerque LB, Velázquez A, Mayorga-Saucedo R (2006). *Solanaceae* composition, pollination and seed dispersal syndromes in Mexican Mountain Cloud Forest. *Acta Bot Bras.*, 20(3): 599-613
- 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). *Biotechnol Agron Soc approx.*, 10 (2) : 67 - 71.
- Appel AG (1990). Laboratory and field performance of consumer bait products for German cockroaches (Diptera: Blattellidae) Control. *J Eco Entomol.*, 81(1): 153-159.
- 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 (1): 123-126.
- Boulahbel B (2015). Evaluation de l'azadirachtine (Neem-Azal et Huile de Neem) sur le développement et la reproduction chez *Drosophila melanogaster* (Diptera) : mécanismes d'action et action comparée. PhD thesis in Animal and Environmental Biology. Badji Mokhtar University of Annaba, Algeria. 81 pp.
- Candan F, Unlu M, Tepe B, Daferer D, Polissiou M, Sokmen A, Akpulat H A (2003) . Antioxidant and antimicrobial activity of the essential oil and methanol extracts of *Achillea millefolium* subsp. *millefolium* Afan. *Journal of Ethnopharmacology.*, 87:215-220.
- Cantrell CL, Dayan E F, Duke S O (2012). Natural products as sources for new pesticides. *J Nat Prod.*, 75(6): 1231-1242.
- Casida JE, Durkin KA (2013) . Neuroactive insecticides: targets,

- selectivity, resistance, and secondary effects. cockroaches (Diptera: Blattellidae) Control. *J. Eco. Entomol.*, 81(1): 153-159.
- Cipollini M, Levey DJ (1997a) Secondary metabolites of fleshy vertebrate-dispersed fruits: adaptive hypotheses and implications for seed dispersal. *American Naturalist.*, 150 : 346-372.
- Cipollini M, Levey DJ (1997b) Antifungal activity of Solanum fruit glycoalkaloids: implications for frugivory and seed dispersal. *Ecology.*, 78:799-809.
- Crosby DG (1966). Natural pest control agents. In Gould, R.F. (Ed.). *Natural Pest control Agents. Advances in Chemistry series.*, 53: 1-16.
- D'Arcy, WG (1979). the classification of the Solanaceae. Pp. 3–48 in: Hawkes, J.G., Lester, R.N. & Skelding, A.D. (eds.), *the Biology and Taxonomy of the Solanaceae.* Academic Press, London.
- Edmonds JM, Chweya JA (1997) . Black nightshades *Solanum nigrum* L. and related species. Institute of Plant Genetics and Crop Plant Research/ International Plant Genetic Resources Institute, Rome .
- 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.
- Elbah D (2017). Etude de deux modèles d'insectes nuisibles coloniaux des milieux urbains : *Blattella germanica* (L.) et *Drosophila melanogaster* : Aspect toxicologique et comportemental. Doctoral thesis in neuroscience , University Badji Mokhtar of Annaba, Algeria . 193 pp .
- Evans WC (1986) Hybridization and secondary metabolism in the Solanaceae. *Solanaceae biology and systematics* W G D'Arcy (ed.). New York, Columbia University Press.
- Finney D J (1971) . *Probits analysis.* 3rd ed., Cambridge University Press, London.
- Gokce A, Whalon ME , Cam H , Yanar Y, Demirtas I , Goren N(2007). Contact and residual toxicities of 30 plant extracts to Colorado potato beetle larvae. *Arch Phytopathol.Plant Prot.*, 40 : 441–450.
- Grethead PJ , Kooyman C, Launois-Luong M H, Popov G B (1994). Les ennemis naturels des criquets du Sahel. *Collection Acridologie Opérationnelle* , n°8. Ed. Cirad-Gerdar-Prifa, Montpellier. 147 pp.
- Günter C, Vazquez A, Gonzalez G, Usubillaga A, Ferreira F, Moyna P (2000). Effect of Solanum glycoalkaloids on potato aphid, *Macrosiphum euphorbiae*: Part II. *J Chem Ecol.*, 26: 1113–1121.
- 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 Anim Behav Biometeorol* (2019) ., 7:137-143.
- Habbachi S (2020a). Valorisation des composés secondaires de la plante saharienne *Cleome arabica* L. (Capparidaceae) : Effets insecticides direct et différé sur un insecte modèle de laboratoire . PhD thesis in Animal Neurobiology. Université Badji

- Mokhtar de Annaba, Algeria . 136 pp .
- HABBACHI S, BOUBALTA NE , BENHISSEN S, HABBACHI W , REBBAS K,TAHRAOUI A (2020b). Evaluation of *Cleome arabica* L.(Capparidaceae) toxicity: effects on mortality and sexual behaviour of *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *Current Trends in Natural Sciences* (CD-Rom).
- Habbachi W, Benhissen S, Ouakid M L, Farine J P(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 W, Benhissen S, Ouakid ML, Farine JP, Bairi A (2014). Toxicity of aqueous extracts from Mediterranean plants on *Culex pipiens* (Mosquitoes), *Daphne gnicidum* (Thymelaeaceae) and *Peganum harmala* (Zygophyllaceae). *Wulfenia Journal.*, 21 : 244-252.
- 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 . Thesis State Doctorate, University Ibn Zohr, Agadir, 214 p.
- 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). *Zool Baetica.*, 19: 71-84.
- Idrissi Hassani L M , Ould Ahmedou M L , 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.
- Isman M B (2002). Problems and prospects for the commercialisation of insecticides of botanical origin in Harrach from Algiers, Algeria. 151 pp.
- Jacobson M(1989). Botanical pesticides, past present and future in Arnason J. ed. *Insecticides of plant origin*. Washington, D.C. American chemical society symposium., 387: 1- 10.
- Kemassi A , Oueld El-hadj M D (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 Mim.Mag.Uni de Kasdi Merbeh.Ouargla.165p
- Kemassi A , Bouziane N , Boual Z , 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) . *Phytotherapy.*, vol 12(6): 348-353.
- Kim M S , Yu H S , Kim H C (1995) . Studies on relative densities of cockroach population in 7different habitas by using stuchy - traps in suwon. *Korean J Appel Entomol.*, 34 (4): 391-542.
- Knapp S, Bohs L , Nee M , Spooner D M (2004). Solanaceae – a model for linking genomics with biodiversity. *Comp FunctGenom.*, 5:285-291.
- Lebouz I,Oueld El-hadj M D (2010). Activité biologique des extraits

- foliaires de *Cleome arabica* L. (Capparidaceae) chez *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Orthoptera, Acrididae). Mim.Mag.Uni Mohamed Kheider, Biskra.165p.
- Lebouz I (2010). Activité biologique des extraits foliaires de *Cleome arabica* *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Orthoptera, Acrididae). Magisterial Memory, University of Biskra.165p.
- Louat F (2013). Etude des effets liés à l'exposition aux insecticides chez un insecte modèle, *Drosophila melanogaster*. PhD thesis, University of Orleans. 224 pp.
- Lyon WF (1997). German cockroach. Ohio State University Extension Fact Sheet Entomol.
- Manoko M L K , van den Berg R G , Feron R M C , van der Weerden G M ,Mariai C(2007) . AFLP markers support separation of *Solanum nodiflorum* from *Solanum americanum* sensu stricto (Solanaceae). *Plant Syst Evol.*, 267 :1-11.
- Rawani A , Ghosh A , Chandra G (2013). Mosquito larvicidal and antimicrobial activity of synthesized nano-crystalline silver particles using leaves and green berry extract of *Solanum nigrum* L. (Solanaceae: solanales). *Acta Trop.*, 128 : 613–622.
- Regnault-Roger C , Philogène B J , Vincen C (2002) . Biopesticides d'origine végétale .Ed. Tec & Doc, Lavoisier, Paris (France). 311 pp.
- Regnault-Roger C , Fabres G, Philogene B (2005) .Enjeux phytosanitaires pour l'agriculture et l'environnement. Lavoisier tec and Doc, Paris .749 pp.
- Rizzo M , Campisi A , Acquaviva R, Raciti G, Duro A ,Santagati N A (2019).Articleantioxydant Activities Of *Solanum Nigrum* L. Leaf Extracts Determined In In Vitro Cellular Models ,University Of Catania Italy P 1-12.
- SAADANE FZ, HABBACHI W, HABBACHI S, BOUBLATA N E, Slimani A, Tahraoui A (2021). Toxic effects of *Drimia maritima* (Asparagaceae) ethanolic extracts on the mortality, development, sexual behaviour and oviposition behaviour of *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *J Anim Behav Biometeorol.*, 9: 2104.
- Saïd I , Costagliola G , Leoncini I , Rivault C (2005). Cuticular hydrocarbon profiles and aggregation in four *Periplaneta* species (Insecta: Dictyoptera). *J Insect Physiol.*, 51 (9): 995-1003.
- Saijo R , Murakami K, Nohara A , Tomimatsa A, Saito K , Matsuoka (1982) . Studies on the constituents of *Solanum* plants II: Constituents of the immature fruits of *Solanum nigrum*. *Yakugaku Zasshi.*, 102(3): 300-305.
- Schilling E E , Ma Q S , Anderson R N (1992). Common names and species identification in blacknightshades, *Solanum* sect. *Solanum* (Solanaceae). *Eco Botany.*, 46: 223-225.
- Silva G , Lagunes A , Rodríguez JC , Rodríguez D (2002). Insecticidas vegetales; una vieja y nueva alternativa para el manejo de plagas.Manejo Integrado de Plagas y Agroecología., 66: 4-12.
- Tracqui P, Demongeot J (2003) . Eléments de biologie à l'usage d'autres disciplines de la structure aux fonctions : De la structure aux fonctions : From structure to functions. EDP Sciences Editions., 94-95.
- Van der Werf H M G (1997). Evaluer l'impact des pesticides sur

l'environnement. Mail from
l'INRA n°31, August.

Ventrella E , Marciniak P, Adamski Z,
Rosiński G, Chowański S,
Falabella P, Scrano L, Bufo S A,
2015. Propriétés cardioactives
d'extraits de plantes Solanaceae et
de glycoalcaloïdes purs sur
Zophobas atratus Fab *Insect Sci.*,
22 :251-262.

Weissenberg M, Levy A, Svoboda J A,
Ishaaya I (1998) . The effect of
some *Solanum* steroidal alkaloids
and glycoalkaloids on larvae of
the red flour beetle, *Tribolium*
castaneum, and the tobacco
hornworm, *Manduca sexta*.
Phytochimie., 47: 203-209.