

# الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

REPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

جامعة بادجي مختار – Annaba

Annaba



FACULTE DES SCIENCES  
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

LABORATOIRE DE NEUROENDOCRINOLOGIE APPLIQUEE  
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

« 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.) »

Presentée par : M<sup>elle</sup> BOUZAR Abir

- Directeur de thèse : Dr SAMAI Ibtissem (MCA, Université- Annaba)
- Co-directeur de thèse : Pr HABBACHI Wafa (Professeur, Université - Annaba)

Devant un jury composé de :

- |                            |              |                                 |
|----------------------------|--------------|---------------------------------|
| - Pr. ROUAG Ziane Nadia    | Présidente   | Professeur, Université - Annaba |
| - Pr. YEZLI TOUIKER Samira | Examinatrice | Professeur, Université - Annaba |
| - Dr. BENHISSEN Saliha     | Examinatrice | MCA, Université - M'sila        |
| - Pr. SOUIKI Linda         | Examinatrice | Professeur, Université –Guelma  |

Année universitaire : 2022/2023

# Remerciements

La vie est faite de cercles et nous voilà maintenant en train de boucler celui qui a été débuté il y a un peu plus de 4 ans.

Tout d'abord, nous remercierons Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui nous a donné la force et la patience d'accomplir ce Modeste travail.

J'adresse mes vifs remerciements aux En premier lieu, **Mr. BAIRI Abdelmadjid** Professeur à l'Université Badji Mokhtar d'Annaba, et directeur du laboratoire Neuroendocrinologie appliquée pour l'honneur qu'il m'a fait en acceptant d'être préseident de mon jury de thèse, mais aussi pour m'avoir accueilli au sein de son laboratoire, j'adresse mes remerciements aux Pr Tahraoui abelkrim que dieu lui fasse miséricorde, pour son aide continue, son ouverture d'esprit et sa gentillesse, autant d'éléments qui m'ont permis d'atteindre mes objectifs.

Mes plus vifs remerciements et toute ma considération À **Pr. ROUAG Ziane Nadia**, Qui m'a fait l'honneur de présider le présent jury. Je lui témoigne mes sentiments de considération et de respect.

J'adresse mes remerciements à ma directrice de thèse, **Mme SAMAI IBTISSAM** Maitre de conférences (A) à l'Université Badji Mokhtar d'Annaba, pour son attention sur mes travaux, pour ses conseils avisés et son écoute qui ont été prépondérants pour la bonne réussite de cette thèse. J'ai pris un grand plaisir à travailler avec lui Je suis très honoré de la présence des membres de jury de thèse

Je tiens à remercier aussi mon Co-encadrant **Mme HABBACHI Wafa**, Proffesseur à l'Université d'Annaba pour m'avoir accueillie au sein de son équipe et pour la confiance qu'il m'a témoignée en acceptant la direction scientifique de mes travaux. Je lui suis reconnaissante de m'avoir fait bénéficier tout au long de ce travail de sa grande compétence, de sa rigueur intellectuelle, de son dynamisme, ses qualités pédagogiques et scientifiques et de son efficacité certaine que je n'oublierai jamais.

Je voudrais également remercier les examinateurs pour l'intérêt qu'ils ont porté à ce travail et d'avoir accepté de juger cette thèse : à **Mme BENHISSEN Saliha** Maître de conférence A à l'Université Mohamed Boudiaf, M'Sila et **Mme SOUIKI linda** Professeur à l'Université de GUELMA et **Mme YAZLI-TOUIKER Samira** Professeur à l'Université d'Annaba.

Je réserve un remerciement spécial à mes très chers parents, Maman et Papa à qui, j'ai eu la possibilité de faire des études supérieures. Ces quelques lignes ne suffisent pas, mais je tiens à leur exprimer ma reconnaissance éternelle. Ces travaux de recherche n'auraient jamais vu le jour sans l'appui moral et intellectuel de mes sœurs et mes cousines Zine edine , Islem, Ranim, Janna, jinen

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

## Résumé

Aujourd'hui, les besoins en pesticides et l'industrie des pesticides évoluent. Il est de plus en plus nécessaire de produire des pesticides et des produits naturels plus respectueux de la toxicologie et de l'environnement, les produits naturels comme les plantes répondent souvent à ce besoin.

*Nicotiana glauca* (*N.glauca*) (*Solonaceae*) est une plante médicinales utilisée par les guérisseurs traditionnels Comme médicaments antibactériens, antifongiques, antiviraux et anti-inflammatoires, les feuilles de *N. glauca* sont très riches en alcaloïdes indoliques qui lui confèrent un pouvoir larvicide ce qui nous permet de l'utiliser en tant que Biopesticide.L'objet principal de cette thèse consiste à évaluer les effets insecticides direct et indirect de *N. glauca* Graham (extrait aqueux et éthanolique) sur plusieurs paramètres comportementaux de la mouche de vinaigre *Drosophila melanogaster*.

Dans un premier temps, nous avons étudié l'impact toxicologique (effet direct) de deux extraits éthanoliques et aqueux de *N. glauca* Graham sur la mortalité et le développement de la mouche ou les deux extraits révèlent une bonne activité insecticide et provoquent une mortalité importante en fonction de la concentration et du temps d'exposition avec une accélération dans le développement du la mouche. De même le traitement des adultes dès que l'émergence avec les deux extraits aqueux et éthanolique montre aussi une très bonne activité insecticide chez les mâles et les femelles essentiellement avec les plus fortes concentration de deux extraits (aqueux ; éthanolique).

Dans la seconde étude de notre thèse, nous cherchons les effets indirects des concentrations sublétales de deux extraits de *N. glauca* Graham sur le comportement alimentaire des larves de 3ème stade ou la *D. melanogaster* perde la faculté de détection d'odeurs d'alimentation et présente leurs choix aléatoire.

Ainsi le comportement sexuel de *D. melanogaster* qui est complètement supprimé, aucune accouplement a été observé chez les couples traités avec l'extrait aqueux (25 µg/ml) et éthanolique (1 µg/ml) ce qui signifie que ces bio insecticides agissent probablement comme des perturbateurs d'information en modifiant la communication chimique, réduisant ainsi les chances de reproduction chez *D. melanogaster*.

Le suivi de site ponte des femelles traitées avec les extraits de *N. glauca* Graham (comportement d'oviposition) montre que les femelles traitées préfèrent principalement le

milieu traité comme un site de ponte (effet attractif) avec une réduction totale de nombre des œufs et des larves à la fin de notre suivi.

**Mots clés :** *Drosophila melanogaster*, *Nicotiana glauca* Graham, mortalité, longévité, comportement alimentaire, comportement sexuel, comportement de l'oviposition.

## Abstract

Today, the need for pesticides and the pesticide industry is changing. There is a growing need to produce more toxicologically and environmentally friendly pesticides and natural products. Natural products such as plants often meet this need.

*Nicotiana glauca* (*N. glauca*) (*Solanaceae*) is a medicinal plant used by traditional healers as antibacterial, antifungal, antiviral and anti-inflammatory drugs. The leaves of *N. glauca* are very rich in indolic alkaloids which give it a larvicidal power which allows us to use it as a Biopesticide. The main purpose of this thesis is to evaluate the direct and indirect insecticidal effects of *N. glauca* Graham (aqueous and ethanolic extract) on several behavioral parameters of the vinegar fly *Drosophila melanogaster*.

First, we studied the toxicological impact (direct effect) of two ethanolic and aqueous extracts of *N. glauca* Graham on the mortality and development of the fly where both extracts reveal a good insecticidal activity and cause a significant mortality depending on the concentration and the exposure time with acceleration in the development of the fly. In the same way, the treatment of adults as soon as the emergence with the two aqueous and ethanolic extracts also shows a very good insecticidal activity in males and females essentially with the highest concentration of the two extracts (aqueous ; ethanolic).

In the second study of our thesis, we investigate the indirect effects of sublethal concentrations of two extracts of *N. glauca* Graham on the feeding behavior of 3rd instar larvae where *D. melanogaster* loses the ability to detect feeding odors and presents their random choices.

Thus the sexual behavior of *D. melanogaster* which is completely suppressed, no mating was observed in pairs treated with aqueous (25 µg/ml) and ethanolic (1 µg/ml) extract which means that these bio-insecticides probably act as information disruptors by modifying chemical communication, thus reducing the chances of reproduction in *D. melanogaster*.

Monitoring of oviposition sites of females treated with *N. glauca* Graham extracts (oviposition behavior) shows that treated females mainly prefer the treated environment as an oviposition site (attractive effect) with a total reduction in the number of eggs and larvae at the end of our monitoring.

**Keywords:** *Drosophila melanogaster*, *Nicotiana glauca* Graham, mortality, longevity, feeding behavior, sexual behavior, oviposition behavior.

## الملخص

اليوم تتغير الحاجة إلى مبيدات الآفات وصناعة المبيدات. هناك حاجة متزايدة لإنتاج المزيد من مبيدات الآفات والمنتجات الطبيعية ذات السموم والصديقة للبيئة. غالبًا ما تلبى المنتجات الطبيعية مثل النباتات هذه الحاجة.

نيكوتيانا جلوكا مهارج (*Solonaceae*) هو نبات طبي يستخدمه المعالجون التقليديون كأدوية مضادة للبكتيريا والفطريات والفيروسات ومضادة للالتهابات ، أوراق نيكوتيانا جلوكا مهارج غنية جدًا بقلويدات الإندول التي تمنحها قوة مبيد لليرقات مما يسمح لنا باستخدامها كمبيد حيوي (مستخلص مائي وإيثانولي) على العديد من العوامل السلوكية لذبابة الخل *Drosophila melanogaster*.

أولاً ، قمنا بدراسة التأثير السمي (التأثير المباشر) لمستخلصين إيثانوليين ومائيين من نيكوتيانا جلوكا مهارج مع تسارع تطور الذبابة أين كلا المستخلصين يكشفان عن نشاط مبيد حشري جيد ويسببان نفوقًا كبيرًا اعتمادًا على التركيز ووقت التعرض مع تسارع في نمو الذبابة وبالمثل ، فإن علاج البالغين بمجرد ظهورهم بالمستخلصين المائيين والإيثانوليين يظهر أيضًا نشاط مبيد حشري جيد جدًا عند الذكور والإناث ، بشكل أساسي مع أعلى تركيزات من المستخلصين (مائي ، إيثانولي).

في الدراسة الثانية لأطروحتنا ، نبحث عن التأثيرات غير المباشرة للتركيزات شبه المميطة لمستخلصين من نيكوتيانا جلوكا مهارج على سلوك تغذية اليرقات في المرحلة الثالثة حيث يفقد القدرة على اكتشاف روائح الطعام ويعرض اختياراته بشكل عشوائي وهكذا على السلوك الجنسي لـ *D. melanogaster* الذي تم قمعه تمامًا ، لم يلاحظ أي اقتران في الأزواج الذين عولجوا بتركيزات شبه مميطة من المستخلص المائي (25 ميكروغرام / مل) والإيثانول (1 ميكروغرام / مل) مما يعني أن مبيدات الحشرات الحيوية هذه تعمل على الأرجح كعوامل معطلة للمعلومات عن طريق تغيير الاتصال الكيميائي ، وبالتالي تقليل فرص الإنجاب فيتوضح مراقبة موقع وضع البيض للإناث المعالجة بمستخلصات نيكوتيانا جلوكا مهارج (سلوك وضع البيض) أن الإناث المعالجة تفضل الوسط المعالج كموقع لوضع البيض (تأثير جذاب) مع انخفاض إجمالي في عدد البيض واليرقات في نهاية مراقبتنا.

**الكلمات المفتاحية:** *Drosophila melanogaster* , نيكوتيانا جلوكا ، معدل الوفيات ، طول العمر ، سلوك التغذية ، السلوك الجنسي ، سلوك وضع البيض.

# Sommaire

1. Introduction -----	1
2. Matériel et Méthodes -----	11
2.1. Présentation du matériel biologique -----	11
2.2.2.2.Élevage de masse -----	19
2.3. Présentation du matériel végétale -----	22
2.3.1. <i>Nicotiana glauca</i> ( <i>Solanaceae</i> ) -----	22
2.3.2. <i>Urtica dioica</i> ( <i>Urticaceae</i> ) -----	27
2.4. Préparation des extraits aqueux et éthanoliques -----	31
2.5. Effet des extraits aqueux et éthanoliques sur la mortalité et le développement de <i>D. melanogaster</i> -----	33
2.6. Effet des extraits aqueux et éthanoliques sur la longévité des adultes de <i>D. melanogaster</i> -----	35
2.7. Effet des extraits aqueux et éthanoliques sur l'attractivité alimentaire des larves de <i>D. melanogaster</i> (L3) -----	36
2.8. Effet des extraits aqueux et éthanoliques sur le comportement sexuel des adultes de <i>D. melanogaster</i> -----	39
2.8.1. Description du comportement sexuel de <i>D. melanogaster</i> -----	39
2.8.2. Test de comportement sexuel -----	43
2.9. Effet des extraits aqueux et éthanoliques sur le choix d'oviposition chez les femelles -----	45
2.10. Analyse des données -----	46
2.10.1. Test de mortalité -----	46
2.10.2. Test d'attractivité alimentaire -----	47
2.10.3. Test de comportement sexuel -----	47
2.10.4. Test d'oviposition -----	47
3. Résultats -----	49
3.1. Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> -----	49
3.1.1. Effet sur la mortalité des larves -----	46
3.1.2. Effet de l'extrait aqueux sur la mortalité des adultes de <i>D. melanogaster</i> -----	52
3.1.3. Effet de l'extrait aqueux sur le développement de <i>D. melanogaster</i> -----	58
3.1.4. Effet sur l'attractivité alimentaire des larves de <i>D. melanogaster</i> -----	59
A-Chez les larves témoins -----	59

B- Chez les larves traitées avec l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> .....	64
C- Indice d'attraction .....	68
3.1.5. Effet sur le comportement sexuel.....	69
3.1.6. Effet sur le choix d'oviposition des femelles de <i>D. melanogaster</i> .....	76
• Effet sur le choix d'oviposition .....	76
• Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> (25 µg/ml) .....	77
3.1.7. Effet de sur la fécondité et la fertilité des femelles de <i>D. melanogaster</i> .....	78
3.2. Effet de l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> .....	82
3.2.1. Effet sur la mortalité des larves .....	82
3.2.2. Effet de l'extrait aqueux sur la mortalité des adultes de <i>D. melanogaster</i> .....	84
3.2.3. Effet de l'extrait aqueux sur le développement de <i>D. melanogaster</i> .....	90
3.2.4. Effet du traitement d'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> sur l'attractivité alimentaire.....	91
A-Chez les larves témoins .....	91
B-Chez les larves traitées.....	96
C-Indice d'attraction .....	100
3.2.6. Effet sur le choix d'oviposition des femelles de <i>D. melanogaster</i> .....	108
• Effet sur le choix d'oviposition .....	108
• Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> (1 µg/ml) .....	108
3.2.7. Effet de l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur la fécondité et la fertilité des femelles de <i>D. melanogaster</i> .....	109
3.3. Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> .....	114
3.3.1. Effet sur la mortalité des larves .....	114
3.3.2. Effet de l'extrait aqueux sur la mortalité des adultes de <i>D. melanogaster</i> .....	116
3.3.3. Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> sur le développement de <i>D. melanogaster</i> .....	122
3.3.4. Effet sur l'attractivité alimentaire des larves de <i>D. melanogaster</i> .....	123
A-Chez les larves témoins .....	123
B- Chez les larves traitées avec l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> .....	128
C-Indice d'attraction .....	131
3.3.5. Effet sur le comportement sexuel.....	133

<b>3.3.6. Effet sur le choix d'oviposition des femelles de <i>D. melanogaster</i></b> -----	<b>139</b>
• Effet sur le choix d'oviposition -----	<b>139</b>
• Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10 µg/ml)-----	<b>140</b>
<b>3.3.7. Effet de sur la fécondité et la fertilité des femelles de <i>D. melanogaster</i></b> -----	<b>141</b>
<b>4. Discussion</b> -----	<b>145</b>
<b>5. Conclusion</b> -----	<b>159</b>
<b>6. Références bibliographiques</b> -----	<b>161</b>
Annexe	

## LISTE DES TABLEAUX

N°	Titre	Page
01	Différences morphologiques entre les mâles et les femelles de <i>D. melanogaster</i> .	15
02	Les caractéristiques des déférentes parties de <i>N. glauca</i> Graham	23
03	Les caractéristiques des déférentes parties d' <i>Urtica dioica</i> ( <i>Urticaceae</i> )	28
04	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 10µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	49
05	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 25 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	49
06	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 50 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	50
07	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 75 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	50
08	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 100µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	50
09	Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham	51
10	Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur les larves L <sub>2</sub> de <i>D. melanogaster</i>	52
11	Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 10 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	52
12	Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 10 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	53
13	Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 25 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	53
14	Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 25µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	53
15	Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 50µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	54
16	Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 50 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	54
17	Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 75 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	54
18	Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 75 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	55
19	Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 100 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	55
20	Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 100 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	55
21	Taux de mortalité des adultes (mâles ; femelles) provoquée par les différentes concentrations de <i>N. glauca</i> Graham	56
22	Paramètres toxicologiques d'extraits aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur les mâles de <i>D. melanogaster</i> .	57
23	Paramètres toxicologiques d'extraits aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur les	58

	<b>femelles de <i>D. melanogaster</i>.</b>	
24	<b>Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham</b>	<b>60</b>
25	<b>Choix après 30 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham</b>	<b>60</b>
26	<b>Choix après 60 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham</b>	<b>61</b>
27	<b>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>N. glauca</i> Graham].</b>	<b>62</b>
28	<b>Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves témoins</b>	<b>63</b>
29	<b>Pupation des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham</b>	<b>63</b>
30	<b>Le premier choix d'attractivité des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham</b>	<b>64</b>
31	<b>Choix après 30 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham</b>	<b>65</b>
32	<b>Choix après 60 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham</b>	<b>65</b>
33	<b>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>N. glauca</i> Graham].</b>	<b>66</b>
34	<b>Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves traitées par l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham</b>	<b>67</b>
35	<b>Pupation des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham.</b>	<b>68</b>
36	<b>Indice d'attraction des larves traitées et témoins envers l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham.</b>	<b>68</b>
37	<b>Effets de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25 µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de <i>D. menlanogaster</i></b>	<b>69</b>
38	<b>Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25 µg/ml) sur le temps du 1<sup>er</sup> contact</b>	<b>70</b>
39	<b>Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25 µg/ml) sur le nombre des contacts</b>	<b>71</b>
40	<b>Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25 µg/ml) sur le temps de la première vibration</b>	<b>71</b>
41	<b>Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25 µg/ml) sur le nombre de vibration</b>	<b>72</b>
42	<b>Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25 µg/ml) sur le temps du 1<sup>er</sup> léchage</b>	<b>73</b>
43	<b>Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25 µg/ml) sur le nombre de léchage</b>	<b>73</b>
44	<b>Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25 µg/ml) sur le temps de la première tentative</b>	<b>74</b>
45	<b>Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25µg/ml) sur le nombre de tentative.</b>	<b>74</b>
46	<b>Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25 µg/ml) sur le temps du premier accouplement</b>	<b>75</b>
47	<b>Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25 µg/ml) sur la durée</b>	<b>76</b>

	<b>d'accouplement</b>	
48	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25 µg/ml) sur le choix du site de ponte chez <i>D. melanogaster</i>	76
49	Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (25µg/ml)	77
50	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles témoins	78
51	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total larves issues du croisement mâles témoins x femelles témoins	78
52	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles témoins	79
53	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total larves issues du croisement mâles traités x femelles témoins	79
54	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles traités	80
55	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total larves issues du croisement mâles témoins x femelles traités	80
56	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles traités	81
57	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total larves issues du croisement mâles traités x femelles traités	81
58	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 1 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	82
59	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 2 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	82
60	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 5 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	83
61	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 10 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	83
62	Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham	83
63	Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits éthanoliques de <i>N. glauca</i> Graham sur les larves L <sub>2</sub> de <i>D. melanogaster</i>	84
64	Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 1 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	85
65	Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 1 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham.	85
66	Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 2 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	85
67	Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 2 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	86
68	Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 5 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	86
69	Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 5 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	86

70	Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 10 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	87
71	Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 10 µg/ml de <i>N. glauca</i> Graham	87
72	Taux de mortalité des adultes (mâles ; femelles) provoquée par les différentes concentrations de l'extrait éthanolique <i>N. glauca</i> Graham	88
73	Paramètres toxicologiques d'extraits aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur les mâles de <i>D. melanogaster</i> .	89
74	Paramètres toxicologiques d'extraits éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham sur les femelles de <i>D. melanogaster</i> .	90
75	Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham	92
76	Choix après 30 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham	92
77	Choix après 60 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham	93
78	Le temps de détection chez les larves témoins en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham].	94
79	Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins	95
80	Pupation des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham	95
81	Le premier choix d'attractivité des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testés par l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham	96
82	Choix après 30 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham.	97
83	Choix après 30 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham.	97
84	Le temps de détection chez les larves traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham].	98
85	Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves traitées par l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> graham.	99
86	Pupation des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique <i>N. glauca</i> Graham	100
87	L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> .	100
88	Effets de l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de <i>D. menlanogaster</i>	102
89	Effet de l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur le temps du 1 <sup>er</sup> contact	103
90	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur le nombre des contacts	103
91	Effet d'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur le temps de la première vibration	104
92	Effet d'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur le nombre de vibrations	104
93	Effet d'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur le temps du premier léchage.	105

94	Effet d'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur le nombre de léchages.	105
95	Effet d'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur le temps de la première tentative.	106
96	Effet d'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur le nombre de tentatives d'accouplement	107
97	Effet d'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur le temps du premier accouplement	107
98	Effet d'extrait éthanolique <sup>108</sup> de <i>N. glauca</i> Graham Graham (1 µg/ml) sur la durée d'accouplement.	108
99	Effet de l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml) sur le choix du site de ponte chez <i>D. melanogaster</i>	108
100	Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham (1 µg/ml)	109
101	Effet de l'extrait éthanoliques de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles témoins	110
102	Effet de l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total larves issues du croisement mâles témoins x femelles témoins	110
103	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles témoins	111
104	Effet de l'extrait aqueux de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total larves issues du croisement mâles traités x femelles témoins	111
105	Effet de l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles traités	112
106	Effet de l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total larves issues du croisement mâles témoins x femelles traités	112
107	Effet de l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles traités	113
108	Effet de l'extrait éthanolique de <i>N. glauca</i> Graham sur le nombre total larves issues du croisement mâles traités x femelle traités	113
109	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 5 µg/ml d' <i>U. dioica</i>	114
110	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 10 µg/ml d' <i>U. dioica</i>	114
111	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 20 µg/ml d' <i>U. dioica</i>	115
112	Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 60 µg/ml d' <i>U. dioica</i>	115
113	Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i>	115
114	Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux d' <i>U. dioica</i> sur les larves L <sub>2</sub> de <i>D. melanogaster</i>	116
115	Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 5 µg/ml d' <i>U. dioica</i>	117
116	Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après	117

	<b>traitement par la concentration 5 µg/ml d'<i>U. dioica</i></b>	
117	<b>Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 10 µg/ml d'<i>U. dioica</i></b>	117
118	<b>Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 10µg/ml d'<i>U. dioica</i></b>	118
119	<b>Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 20µg/ml d'<i>U. dioica</i></b>	118
120	<b>Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 20 µg/ml d'<i>U. dioica</i></b>	118
121	<b>Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 60 µg/ml d'<i>U. dioica</i></b>	119
122	<b>Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de <i>D. melanogaster</i> après traitement par la concentration 60 µg/ml d'<i>U. dioica</i></b>	119
123	<b>Taux de mortalité des adultes (mâles ; femelles) provoquée par les différentes concentrations d'<i>U. dioica</i></b>	120
124	<b>Paramètres toxicologiques d'extraits aqueux d'<i>U. dioica</i> sur les mâles de <i>D. melanogaster</i>.</b>	121
125	<b>Paramètres toxicologiques d'extraits aqueux d'<i>U. dioica</i> sur les femelles de <i>D. melanogaster</i>.</b>	122
126	<b>Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i></b>	124
127	<b>Choix après 30 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i></b>	124
128	<b>Choix après 60 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i></b>	125
129	<b>Temps de détection (secondes) des larves témoins en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i>].</b>	126
130	<b>Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves témoins</b>	127
131	<b>Pupation des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i></b>	127
132	<b>Le premier choix d'attractivité des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i></b>	128
133	<b>Choix après 30 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i></b>	129
134	<b>Choix après 60 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i></b>	129
135	<b>Temps de détection (secondes) des larves traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i>].</b>	130
136	<b>Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves traitées par l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i></b>	131
137	<b>Pupation des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i>.</b>	131
138	<b>Indice d'attraction des larves traitées et témoins envers l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i></b>	132
139	<b>Effets de l'extrait aqueux d'<i>U. dioica</i> (10 µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de <i>D. melanogaster</i></b>	133

140	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10 µg/ml) sur le temps du 1 <sup>er</sup> contact	134
141	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10 µg/ml) sur le nombre des contacts	134
142	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10 µg/ml) sur le temps de la première vibration	135
143	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10 µg/ml) sur le nombre de vibration	135
144	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10 µg/ml) sur le temps du 1 <sup>er</sup> léchage	136
145	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10 µg/ml) sur le nombre de léchage	137
146	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10 µg/ml) sur le temps de la première tentative	137
147	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10µg/ml) sur le nombre de tentative.	138
148	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10 µg/ml) sur le temps du premier accouplement	138
149	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10 µg/ml) sur la durée d'accouplement	139
150	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10 µg/ml) sur le choix du site de ponte chez <i>D. melanogaster</i>	140
151	Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de <i>D. melanogaster</i> d'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> (10µg/ml)	140
152	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles témoins	141
153	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> sur le nombre total larves issues du croisement mâles témoins x femelles témoins	142
154	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles témoins	142
155	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> sur le nombre total larves issues du croisement mâles traités x femelles témoins	143
156	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles traités	143
157	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> sur le nombre total larves issues du croisement mâles témoins x femelles traités	144
158	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles traités	144
159	Effet de l'extrait aqueux d' <i>U. dioica</i> sur le nombre total larves issues du croisement mâles traités x femelles traités	145

## LISTE DES FIGURES

N°	Titre	Page
01	<i>D. melanogaster</i> (Gr×30) (Photo personnelle)	11
02	La taille des <i>Drosophiles melanogaster</i> (Gr×30) (mâle / femelle) (Photo personnelle)	13
03	L'abdomen des <i>D. Melanogaster</i> (Gr×30) (mâle /femelle) (Photo personnelle)	13
04	Organes sexuels de <i>D. melanogaster</i> (Gr×30)	14
05	Les pattes antérieures des <i>D. melanogaster</i> (Gr×30)	14
06	<i>Drosophila melanogaster</i> entrain de pondre (Gr×30) (Photo personnelle)	15
07	Œufs de <i>Drosophila melanogaster</i> (Gr×30)(Photo personnelle)	16
08	Différents stades larvaires de <i>D. melanogaster</i> (Gr×30) (Photo personnelle)	16
09	Stade pupale de <i>D. melanogaster</i> (Gr×30) (Photo personnelle) (A: prépupe 1 ; B: prépupe 2 ; C: pupe)	17
10	Émergence de l'adulte de <i>Drosophila melanogaster</i> (Gr×30) (Photo personnelle)	18
11	Cycle de vie de <i>D. melanogaster</i> à 25°C (Hales et al., 2015).	18
12	Elevage de masse à partir de fruits mûrs (pommes) (Photo personnelle)	20
13	Préparation du milieu artificiel (Photo personnelle)	21
14	Élevage au laboratoire de <i>D. melanogaster</i> (Photo personnelle)	21
15	Repiquage des adultes de <i>D. melanogaster</i> (Photo personnelle)	22
16	<i>Nicotiana glauca</i> (Photo personnelle)	23
17	<i>Urtica dioica</i> ( <i>Urticaceae</i> ) (Photo personnelle)	27
18	Préparation de l'extrait aqueux du <i>N. glauca</i> (Photo personnelle)	32
19	Préparation de l'extrait éthanolique <i>N. glauca</i> (Photo personnelle)	32
20	Préparation de l'extrait aqueux <i>U. dioica</i> (Photo personnelle)	33
21	Schéma du protocole de traitement des L2 de <i>D. melanogaster</i>	34
22	Schéma du protocole de traitement des adultes de <i>D. melanogaster</i>	36
23	Schéma de l'arène de test du comportement alimentaire	37
24	Préparation du milieu gélosé à base d'agar et de l'eau (Photo personnelle)	37
25	Le mélange préparé est distribué sur les boites de pétrie (Photo personnelle)	37
26	Déroulement du test du comportement alimentaire	39
27	Orientation, repérage de mâle (Photo personnelle)	40
28	Attouchements (toucher, chimio détection par les phéromones de contact de femelle) (Photo personnelle)	40
29	Chant nuptial (Chimiodétection émission de phéromones par le mâle) (Photo personnelle)	41

<b>30</b>	<b>Léchage. Toucher chimio détection (émission de phéromones par la femelle) (Photo personnelle)</b>	<b>41</b>
<b>31</b>	<b>Tentative (Photo personnelle)</b>	<b>42</b>
<b>32</b>	<b>Accouplement (Photo personnelle)</b>	<b>43</b>
<b>33</b>	<b>Présentation schématique qui illustrent les différentes séquences de la parade de <i>D. melanogaster</i> (Greenspan, 1995).</b>	<b>43</b>
<b>34</b>	<b>Séparation des adultes de <i>D. melanogaster</i> par sexe (Photo personnelle)</b>	<b>44</b>
<b>35</b>	<b>Déroulement du test du comportement sexuel (Photo personnelle)</b>	<b>45</b>
<b>36</b>	<b>Chambres d'oviposition (Photo personnelle)</b>	<b>46</b>

# *Introduction*

## 1. Introduction

Les insectes jouent un rôle considérable dans l'équilibre biologique de la nature et l'homme les qualifie d'espèces utiles (abeilles ou ver à soie) ou nuisibles aux cultures (Crickets), aux forêts (chenilles) ou encore à la santé humaine tels les moustiques ou les blattes (**Ebeling, 1978**).

Un immense effort est actuellement accompli à l'échelle mondiale pour lutter contre les insectes nuisibles par plusieurs méthodes, qu'elles soient physiques, biologiques ou chimiques. En effet, la perte de production mondiale relative aux ravageurs arthropodes est estimée à 15% (**Pimentel, 2008**) ; de plus, les pertes post-récolte en Afrique subsaharienne serait de 4 milliards de dollars par an pour une production totale annuelle évaluée à 27 milliards de dollars (moyenne annuelle 2005-2007) (**Fao, 2011**). Face à ces menaces l'homme fait appel à l'utilisation intensive d'insecticides conventionnels pour contrer rapidement la nuisance que représente les insectes sur la productivité alimentaire (**Oerke, 2006**), ou encore l'invasion de mauvaises herbes (**Matson et al., 1997**).

Les insecticides synthétiques ont créé plusieurs problèmes, notamment le développement de souches d'insectes résistantes, le déséquilibre écologique et les dommages causés aux mammifères. Ces inconvénients des insecticides développés jusqu'à présent, (**Sivagnaname et Klyanasundaram, 2004**). Cependant, les signes évidents de toxicité et les conséquences néfastes de l'usage massif de pesticides conventionnels ne sont plus à prouver, puisqu'il cause des dommages à l'environnement, à la santé humaine et entraîne une perte d'efficacité liée au développement de résistance des insectes et des pertes économiques (**Eriksson et al., 1992 ; Snedeker, 2001 ; Den Hond & Schoeters, 2006 ; Schoeters & Hoogenboom, 2006 ; Bonde et al., 2008 ; Ekström & Ekbohm 2011, Sadaane et al., 2021, Rahat et al., 2021, Bouzar et al., 2022**).

A cet effet, les problèmes de toxicité et de neurotoxicité qui sont associés à l'utilisation de certains organochlorés, organophosphorés, les pyréthriinoïdes et autres carbamates (**Strong et al., 2000 ; Colborn, 2006 ; Grandjean & Landrigan, 2006**) entraînent de graves déséquilibres dans le milieu (pollution des eaux, contamination du sol et de l'air) (**Regnault-Roger, 2002 ; Gueye et al., 2011**), ou encore, l'érosion des sols, l'accumulation de résidus toxiques dans les produits récoltés (**Norman, 2000 ; Snedeker, 2001; Den Hond & Schoeters, 2006 ; Schoeters & Hoogenboom, 2006 ; Bonde et al., 2008**).

En outre, on signale la perte massive de la biodiversité liée à l'usage des insecticides à large spectre (**Denys & Tschardtke 2002 ; Gabarra, 2002 ; Altieri & Nicholls, 2004 ; Bianchi et al., 2006**), ainsi que l'impact sur les organismes auxiliaires (**Stark & Banques, 2003 ; Desneux et al., 2007**). Ces pesticides agissent sur plusieurs systèmes physiologiques (croissance, reproduction et métabolisme) chez les organismes non visés (**Gagné et al., 2008**). L'usage intensif de ces produits provoque également le développement de formes résistantes de ravageurs vis à vis de différents types d'insecticides (**Boyer, 2006 ; Brévault et al., 2009 ; Yang et al., 2009 ; Toma et al., 2011 ; Carvalho et al., 2013**) qui sont aussi neurotoxiques sur les vertébrés (**Mathew & Thanuja, 2008 ; Timothy, 2012**) ainsi que sur les organismes aquatiques (**De Groot, 2004**).

Certains effets nocifs des pesticides sont liés à une perturbation du développement du système nerveux de la population humaine (les embryons, fœtus et enfants) même en concentration très faible dite concentration environnementale (**Costa et al., 2004 ; Colborn, 2006 ; Landrigan, 2006 ; Bjorling-Poulsen et al., 2008**). Il a été estimé que 12 millions d'enfants, rien qu'aux Etats-Unis, qui souffrent de troubles de l'apprentissage, d'altérations neuro-développementales et comportementales liées à une exposition à différents produits chimiques et le coût sanitaire s'élèverait à 50 milliards de dollars (**Costa et al., 2004**).

Suite à ces conséquences néfastes la recherche a élaboré d'autres méthodes alternatives aux insecticides classiques (**Kim et al., 2000**) et a conduit au développement et l'utilisation de nouvelles molécules sélectives et à faibles risques écotoxicologiques (**Grafton-Cadwell et al., 2005 ; Dhadialla et al., 2010 ; Hui et al., 2013**), dégradables et moins toxiques pour les organismes non visés (**Kostyukovsky et al., 2000**) ; ou encore, plus spécifiques utilisant les paramètres biologiques, physiologiques et biochimiques des organismes vivants, tant à l'échelle du simple individu que des écosystèmes entiers. Ces alternatives sont venues combler les lacunes inhérentes aux analyses strictement chimiques (**Kaiser, 2001 ; Markert et al., 2003 ; Daby, 2006**).

Il est donc nécessaire de développer des méthodes indigènes de lutte antivectorielle sûre, biodégradable et peu coûteuse (**Kumar et al 2012**), avec des composants chimiques naturels biologiquement actifs qui agissent comme un larvicide et promettent de réduire le risque pour les humains et les résidus nocifs accumulés (**Maheswaran et al., 2008 ; prabakar et al., 2004**).

Ce qui rend urgent l'orientation vers d'autres moyens de lutte qui font appel aux composés naturels propres au monde vivant (végétal ou micro-organismes) pouvant être à l'origine de traitements préventifs et curatifs (**Mehaoua, 2014**). Dans ce contexte les biologistes ont mis l'accent sur la création de d'une nouvelle génération de bio pesticides à base d'huiles naturelles, de bactéries pathogènes, des régulateurs de croissance d'insectes (IGR), de phéromones, de nématodes et de toxines marines (**Abdullah, 2009**).

Ces dernières années, les efforts des chercheurs se sont focalisés en vue de trouver le moyen de lutte le plus efficace pour pallier à la lutte chimique (**Aouati, 2016 ; Bachiri et al., 2016 ; Papanastasiou et al., 2017**). La lutte autocide, par lâcher de mâles stériles, a été appliquée avec succès notamment au sud du Mexique où elle a permis de réduire les populations de cette mouche (**Riba et Silvy, 1989**). Pour assurer une meilleure intervention, tout en préservant au maximum le milieu naturel, les substances naturelles qui présentent un large spectre d'action en pharmacologie, comme bactéricides, fongicides, acaricides, nématicides, etc., peuvent aussi être utilisées comme insecticides de remplacement. La lutte biologique prend diverses formes, mais celles qui attirent l'attention des chercheurs à l'heure actuelle est la lutte biologique par l'utilisation de substances naturelles d'origines végétales comme insecticides (**Boutaleb Joutei, 2010**).

La lutte biologique a conduit à une recherche accrue de méthodes de lutte alternatives, qui sont lucratifs, respectueuses de l'environnement et capables de tenir les insectes nuisibles à distance comme les plantes qui constituent une riche source de composés chimiques bioactifs, les insecticides botaniques peuvent présenter des alternatives intéressantes aux insecticides chimiques actuellement utilisés dans la lutte contre les ravageurs (**Pino & al., 2013 ; Miresmailli & Isman 2014 ; Pavela, 2016**). Outre leur potentiel insecticide, il a été signalé qu'ils présentent une faible menace pour l'environnement ou la santé humaine par rapport aux pesticides synthétiques (**Pavela, 2014 ; 2016**).

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

certaines peuvent avoir une spécificité accrue qui peut favoriser les insectes bénéfique pour la plante (**Desneux *et al.*, 2007**).

Plusieurs métabolites secondaires présents dans les plantes servent de mécanisme de défense contre les attaques d'insectes et il a été démontré que les propriétés pesticides des produits chimiques végétaux peuvent être spécifiques à des espèces cibles particulières, biodégradables en produits non toxiques et potentiellement utilisables dans un programme de lutte intégrée contre les ravageurs (**Markouk *et al.*, 2000 ; Isman 2006 ; D'Incao *et al.*, 2013**).

Malgré le potentiel insecticide intéressant des produits phytochimiques et l'abondante littérature scientifique documentant la bioactivité des dérivés de plantes contre les insectes nuisibles, il reste peu de perspectives pour le développement commercial de nouveaux produits botaniques. Cela est dû en partie aux obstacles réglementaires et aux la disponibilité de produits concurrents (synthétiques plus récents, produits de fermentation, microbiens), et principalement en raison du manque de connaissances sur les nombreuses autres plantes existantes ayant des propriétés insecticides contre les insectes nuisibles (**Khan *et al.*, 2017**)

Les insecticides herbicides naturels constituent 1% du marché mondial des insecticides. Comme on travaille davantage sur l'agriculture biologique que par le passé, les ventes annuelles augmentent d'environ 10 à 15 % par an (**Isman, 1997**). Ils peuvent être obtenus moins chers et plus facilement que les insecticides synthétiques dans ces régions (**Sierro *et al.*, 2013**). Plus de 6000 espèces de plantes sont connues pour avoir des propriétés insecticides et beaucoup de ces plantes sont utilisées par les agriculteurs dans les pays en développement (**Walia *et al.*, 2008**). En outre, seul un pourcentage de ces plantes a été soumis à un test de dépistage de l'activité insecticide, dont beaucoup d'études n'étaient pas complètes ou dont les procédures de test biologique utilisées étaient inappropriées ou inadaptées (**Isman, 2013**).

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

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

Les mécanismes d'action des insecticides portent généralement sur le système nerveux et digestif de l'organisme. Les insecticides d'origine végétale auraient pénétré dans l'organisme des insectes par contact et auraient empoisonné le système nerveux-musculaire via des métabolites secondaires (**Denecke et al., 2015**). En outre, il a également été constaté que les insecticides à base de plantes affectent la physiologie de l'insecte en agissant sous différentes formes sur divers sites récepteurs (**Buckingham et al., 2017**). Les insecticides naturels présentent certains avantages et inconvénients par rapport aux insecticides de synthèse. Les insecticides naturels se décomposent très rapidement sous l'effet du soleil, de l'humidité et du vent, ce qui permet de les utiliser juste avant la récolte.

Cependant, beaucoup de ces insecticides cessent de nourrir les insectes très rapidement, sans pour autant les tuer immédiatement. Par conséquent, la mort des insectes prend parfois quelques jours, mais son effet est rapide en termes de prévention des dommages (**Oberemok et al., 2015**). Les extraits de plantes, aqueux ou sous forme d'huiles essentielles contiennent des Substances toxiques pouvant agir efficacement comme bioinsecticides (**Aouati, 2016**). C'est des sources de molécules naturelles présentant un grand potentiel d'application contre les insectes et d'autres parasites de plantes et du monde animal (**Guarrera, 1999**).

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

des Substances toxiques pouvant agir efficacement comme bioinsecticides (Aouati, 2016). C'est des sources de molécules naturelles présentant un grand potentiel d'application contre les insectes et d'autres parasites de plantes et du monde animal (Guarrera, 1999).

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

En plus de la détection sensorielle de molécules toxiques , les insectes ont développé des procédés postingestives pour réduire ou supprimer les effets de l'ingestion des composés secondaires, Systèmes de détoxification efficaces, en utilisant des mécanismes tels que l'oxydation, réduction, hydrolyse, puis la conjugaison de molécules, leur permettent de se débarrasser de la plupart des composés toxiques présents dans les plantes dont ils se nourrissent (Scott et Zhimou , 2001; . Després *et al.*, 2007).

L'utilité des substances bioactives des plantes va de l'industrie pharmaceutique à la lutte contre les parasites agricoles. Dans les recherches visant à obtenir la bioactivité des extraits de plantes, il est nécessaire d'utiliser un organisme modèle qui montre comment les composés révèlent cette bioactivité. Les organismes modèles peuvent être utilisés dans les recherches de recherche concernant la bioactivité des extraits de plantes. La mouche des fruits *Drosophila melanogaster* est considérée comme l'un des meilleurs modèles, car elle est largement utilisée pour la recherche de problèmes nécessitant une approche multidisciplinaire (Rubin, 1988). *D. melanogaster* est facile à manipuler, nécessite peu d'espace et permet un grand nombre de répétitions, ce qui assure une bonne précision statistique (Graf *et al.*, 1984).

Le *D. melanogaster* est un organisme utilisé pour les essais biologiques visant à évaluer les effets génotoxiques et anti-génotoxiques, 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 possédant 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 maladies humaines ayant un lien avec la génétique, comme c'est le cas par exemple pour les maladies de Parkinson (Whitworth, 2011), de Huntington, d'Alzheimer (Goguel *et al.*, 2011), le cancer et les retards mentaux (Didelot, 2006).

La majorité des *drosophiles* sont frugivores, elles se développent dans les fruits trop mûrs, voire pourris, avec une attirance pour les jus fermentés et le lait gâté. D'autres espèces se nourrissent de champignons, de fleurs ou d'autres sont des prédateurs d'invertébrés (Merritt *et al.*, 2003). Près de 3 300 espèces de drosophiles ont été décrites dans le monde entier, réparties en 66 genres dont le genre *Drosophila* (O'Grady, 2003).

*Drosophila melanogaster* est l'espèce la plus répandue dans le monde, est considérée comme une nuisance redoutée tant pour le désagrément causé par les maladies parasitaires qu'elles peut inoculer (Jolivet, 1980 ; Joly, 2006 ; Habbachi *et al.*, 2013a). Elle représente également un vecteur important de divers microorganismes infectieux, comprenant des levures et des bactéries phytopathogéniques qui s'attaquent non seulement aux cultures maraîchères et fruitières mais aussi aux cultures de céréales ou de tournesol (Kloepper *et al.*, 1979 ; Corby-Harris *et al.*, 2007 ; Nadarajah & Stavrinides, 2011 ; Becher *et al.*, 2012). Les drosophiles adultes peuvent devenir gênantes par leur pullulation. Les larves ingérées avec des fruits infestés ou des liquides conservés dans des récipients malpropres causent une diarrhée et parfois des myiases intestinales (Rageau, 1958 ; Joly, 2006 ; Delbac *et al.*, 2014).

L'Algérie est parmi les pays méditerranéens qui ont une longue histoire avec les plantes spontanées. Depuis des décennies, la plus part des travaux en Algérie convergent vers l'utilisation des extraits de plantes comme moyen de lutte contre divers ravageurs (Aouinty *et al.*, 2006 ; Kemassi, 2008 ; Lebouz, 2010 ; Bounechada & Arab, 2011 ; Habbachi *et al.*, 2013 ; Habbachi *et al.*, 2014 ; Merabti *et al.*, 2015 ; Benhissen, 2016), et grâce à sa situation géographique, son relief, sa grande variété de climats et de sols, possède une flore variée dans les régions côtières, les massifs montagneux, les hauts plateaux, la steppe et oasis sahariennes, renfermant plus de 3000 espèces végétales (Saad *et al.*, 2006).

La flore algérienne avec ses 3000 espèces appartenant à plusieurs familles botaniques, dont 15% endémiques (Quezel & Santa, 1963), reste très peu explorée sur le plan phytochimique (Ayad, 2008), ainsi par leurs propriétés insecticides et leurs pouvoirs intrinsèques. Le Sahara algérien dispose d'une biodiversité floristique exceptionnelle,

constituée de plus de 500 espèces, dont il est dénombré 162 espèces endémiques dans le Sahara septentrional seul et à la quelle s'ajoute une tradition séculaire de pharmacopée traditionnelle (**Ozenda, 1991**). Plusieurs espèces sont connues pour leurs propriétés thérapeutiques remarquables (**Quezel, 1978**). 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**).

Les hommes utilisent les plantes pour se soigner. Même si la pharmacopée actuelle les occulte, nombreux sont ceux qui sont séduits par leurs aptitudes médicinales. Ainsi, depuis les dernières décennies, la plante médicinale effectue un retour en force, s'appuyant sur des valeurs Sûres, testées de longues dates par nos ancêtres (**Badiaga, 2011**). La transmission du savoir-faire, par nos anciens, s'est interrompue avec la médecine "moderne". Ainsi, les plantes médicinales constituent un trésor d'informations pour ceux et celles qui ont décidé d'aborder leurs maux quotidiens différemment, en tournant le dos à l'arsenal chimique de la médecine actuelle (**Badiaga, 2011**).

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

L'exploration des plantes médicinales bioactives dans le cadre du programme de gestion des vecteurs est l'une des approches respectueuses de l'environnement car elles sont facilement biodégradables. Naturellement, les plantes sont de riches réservoirs de composés bioactifs potentiels qui sont de plus en plus appréciés par les communautés scientifiques ces derniers temps. Selon **Berenbaum (1985)**, les extraits bruts des plantes peuvent contenir des mélanges de composés actifs qui agissent en synergie et leur bioactivité globale est également supérieure à celle des composés individuels (**Chen et al., 1995**).

Cet esprit que nous aborderons le cas de deux plantes médicinales *Nicotiana glauca* Graham (*Solanaceae*) et *Urtica dioica* (*Urticaceae*). *N. glauca* Graham est réputée pour ses propriétés cicatrisantes, c'est la raison pour laquelle, elle est utilisée dans les soins des blessures et des plaies. Groupement d'espèces végétales utilisées dans les traitements des

maladies affectant l'appareil circulatoire **Hseini (2007)**. Un cataplasme de feuilles peut être appliqué à des coupures, des ecchymoses, des enflures et d'autres blessures. La plante a été utilisée comme cataplasme pour enlever le pus écrouelles ou furoncles. Un cataplasme des feuilles a été appliqué aux glandes de la gorge enflammées. L'infusion de feuilles a été utilisée comme un bain de vapeur dans le traitement des rhumatismes **Hseini (2007)**.

*Nicotiana glauca* est utilisée en médecine et en médecine ethno-vétérinaire. Feuilles chauffées sont appliquées à la tête pour soulager les maux de tête, de la gorge pour soulager la douleur et placer dans les chaussures pour pieds douloureux, la fleur est utilisée pour traiter le chloasma et les taches du visage (**Claisse, 1996**) Parmi les d'autres propriétés de cette plante médicinale Elle a été utilisé comme insecticide, mais son utilisation est abandonnée en raison du développement des insecticides plus spécifiques et moins toxiques (**Steenkamp et al., 2002**).

Notre deuxième plante médicinale est *Urtica dioïca (Urticaeae)* qui est utilisée sous diverses formes, en infusion ou en jus de plante fraîche. Par voie interne, elle stimule l'hématopoïèse. Elle est prescrite comme diurétique, contre l'arthrite, les rhumatismes articulaires, pour « stimuler la production enzymatique » du pancréas (antidiabétique), pour favoriser la cicatrisation, mais aussi dans les maladies des voies biliaires. En usage externe (**Laouira S, 2014**)

Elle est aussi utilisées dans les soins capillaires (antipelliculaire et contre les cheveux gras, ralentissant la chute des cheveux). Ou recommande la plante entière en tant qu'astringente, diurétique et hémostatique et les fruits en tant qu'antiémétiques, purgatifs et vermifuges (**Boullard, 2001**). D'autres utilisations traditionnelles telles que celles contre la goutte et les Partie I: Synthèse bibliographique (**Alternative Medicine Review, 2007**) sont décrites, mais ces indications, parfois imprécises eu égard aux raies essais pharmacologiques disponibles, demandent à être confirmées (**Bertrand, 2008**).

Les différents types de comportements rencontrés chez les insectes dépendent principalement d'un ensemble d'actes moteurs commandés par le système nerveux en réponse à des stimuli chimiques provenant de facteurs externes (nourriture, phéromones sexuelles, phéromones d'alarme, sécrétions aphrodisiaques, phéromones grégaires,...) (**Kaiser, 1999**). Des études récentes décrivent que les pesticides pourraient aussi interférer avec la communication chimique (les sens olfactifs et gustatifs) des espèces exposées et donc

provoquer des réponses comportementales inadaptées (Desneux *et al.*, 2007). Quelques études ont montré l'impact de doses sublétales d'insecticides sur le comportement d'insectes nuisibles ou utiles (Haynes, 1988 ; Lürning & Scheffer, 2007) et notamment une diminution des réponses comportementales aux phéromones sexuelles chez des individus traités (Wei & Du, 2004 ; Zhou *et al.*, 2005).

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

**Matériel et  
Méthodes**

## 2. Matériel et Méthodes :

### 2.1. Présentation du matériel biologique animale

- *Drosophila melanogaster*

Les drosophiles sont connues partout dans le monde sous des noms divers : mouches du vinaigre ou petites mouches des fruits. Ces insectes très communs vivent souvent à proximité des activités humaines (Delbac *et al.*, 2014). La majorité des drosophiles sont frugivores, elles se développent dans les fruits trop mûrs, voire pourris, avec une attirance pour les jus fermentés et le lait gâté. D'autres espèces se nourrissent de champignons, de fleurs ou d'autres sont des prédateurs d'invertébrés (Merritt *et al.*, 2003). Près de 3 300 espèces de drosophiles ont été décrites dans le monde entier, réparties en 66 genres dont le genre *Drosophila* (O'Grady, 2003).

*La drosophile* est un insecte Diptère Brachycère (Joly, 2006), connue sous le nom de « mouche de vinaigre » pour son attirance envers les produits fermentés (Mc Kenzie, 1974 ; Mc Kenzie & Mc Kechnie, 1979 ; Hoffmann & Parsons, 1991). Elle a une alimentation très variée, se nourrissant sur les fruits et légumes mûrs, les végétaux et champignons en décomposition et les liquides fermentés et sucrés (Tracqui & Demongeot, 2003).



Figure 1. *D. melanogaster* (Gr×30) (Photo personnelle)

La drosophile adulte nommée aussi imago, cet insecte holométabole, hygrophile et lucicole de couleur jaune brunâtre pèse environ 0,5 mg et mesure 3 à 4 mm de long ; suit le plan général des insectes, elle présente un corps en trois parties bien distinctes ; une tête de forme générale globuleuse, qui porte des yeux composés rouge vif, contiennent 800 unités de vision ou ommatidia, ce qui en fait d'eux les plus développés parmi les insectes. Chaque ommatidium contient 8 cellules photo-réceptrices (R1-8), des cellules de support, des cellules de pigment et une cornée, on trouve aussi sur sa tête, des organes sensoriels, des pièces buccales de type lécheur et une paire d'antennes courtes dont l'extrémité est plumeuse.

Dans la région post céphalique, il y a formation d'un thorax bien distinct de forme quadrangulaire, divisé en trois segments sur lesquels s'articulent les organes locomoteurs, les trois paires de pattes articulées et deux paires d'ailes ovales. Le thorax est suivi d'un abdomen plutôt court et rayé de bandes sombres, contenant les organes respiratoires, reproducteurs et excrétoires. Des amas de soies tactiles, dispersés sur tout le corps, sont autant d'organes sensoriels comme cellules olfactives qui sont situées sur les antennes. Alors que, les organes auditifs qui sont disposés sur le corps (poils sensoriels), sur les pattes ou sur l'abdomen (organe tympanique) et d'autres soies, les organes gustatifs sont situés sur les palpes (**Baudry, 1998 ; Lecointre & Le Guyader, 2001**).

Comme tous les insectes, la drosophile possède trois paires de pattes. Comme tous les diptères, elle a à une seule paire d'ailes. Son vol est assuré par ses ailes qui peuvent battre jusqu'à 250 fois par seconde. Les mouches volent par des séquences directes de mouvement alternant avec de rapides rotations appelées saccades. Au cours de ces rotations, une mouche peut effectuer une rotation de 90 degrés en moins de 50 millisecondes ovales bien développées qui peuvent battre jusqu'à 250 fois par seconde. (**Baudry, 1998 ; Heusser & Dupuy, 2004 ; Joly, 2006 ; DDEP, 2008**).

- *Dimorphisme sexuel chez la D. melanogaster*

Les critères les plus facilement observables pour distinguer les mâles des femelles sont la morphologie et la pigmentation de l'abdomen. On observe généralement aussi que les individus mâles sont nettement plus petits que les femelles, mais ce critère est sujet à caution parce que subjectif et susceptibles de variations dues à l'environnement.

- **Taille** : Les femelles sont plus grandes que les mâles.

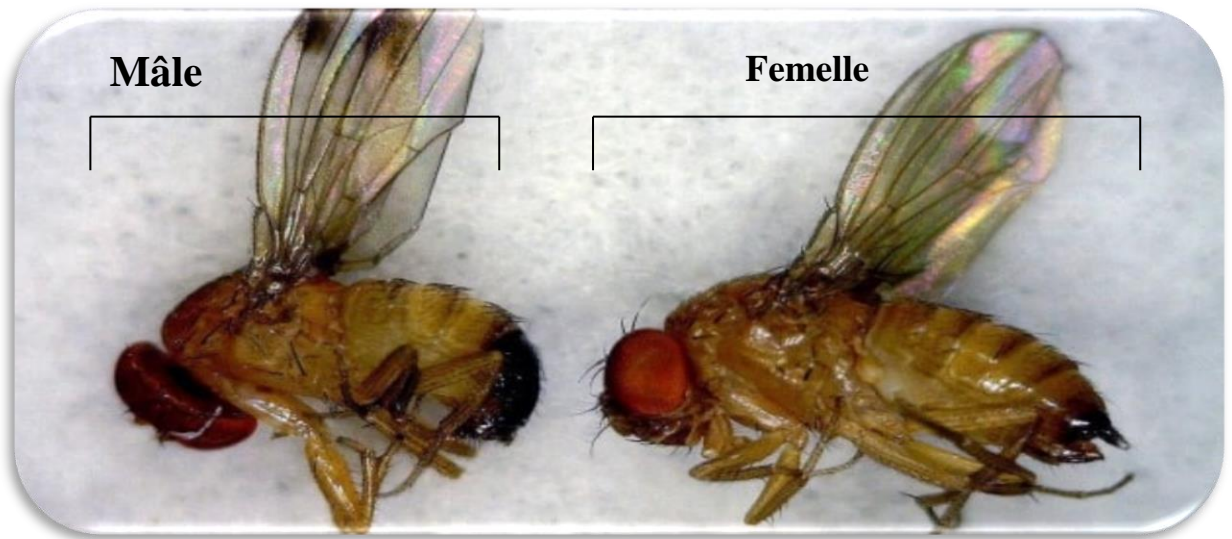


Figure 2. La taille de *Drosophila melanogaster* (Gr×30) (mâle / femelle) (Photo personnelle)

**Abdomen** : 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.

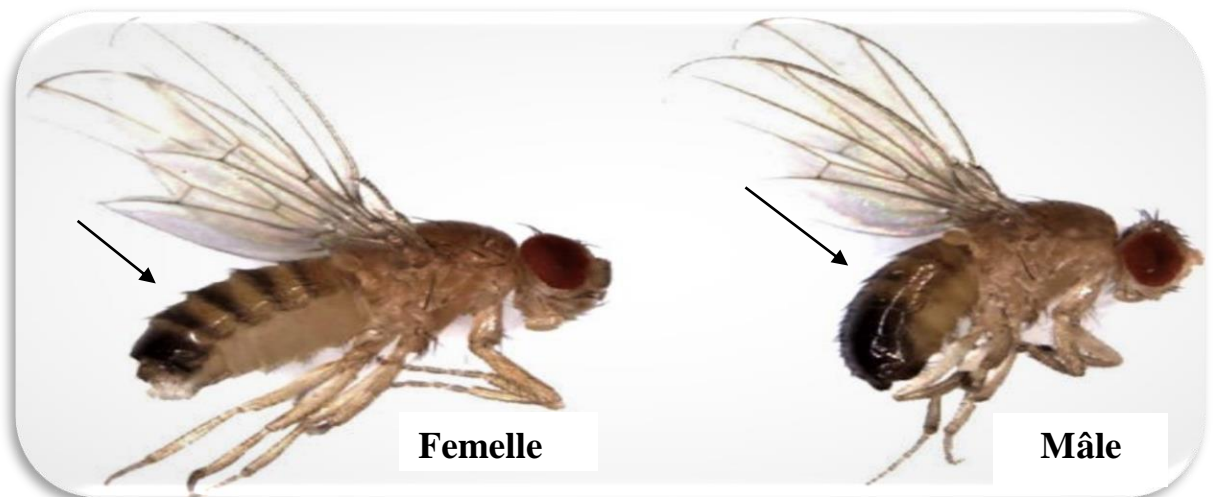


Figure 3. L'abdomen des *D. Melanogaster* (Gr×30) (mâle / femelle) (Photo personnelle)

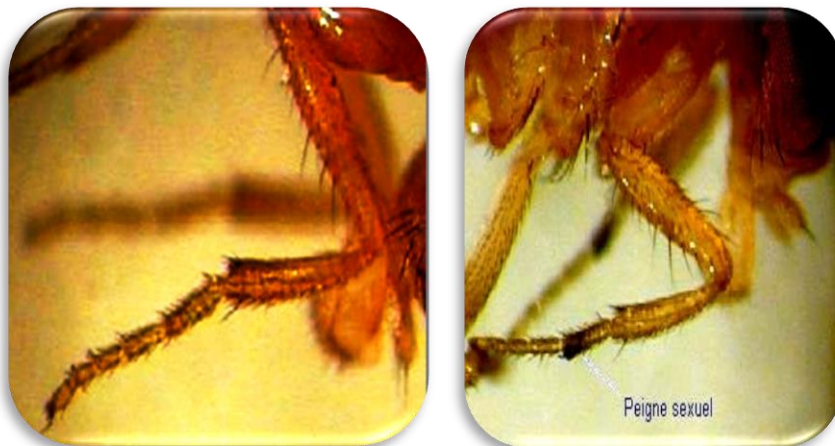
- **Organes sexuels** : Lorsque la mouche est sur le dos, on peut observer chez le mâle le pénis très coloré situé à l'extrémité de l'abdomen alors que la plaque vaginale située au même endroit chez la femelle n'est pas colorée.



**Figure 4. Organes sexuels de *D. melanogaster* (Gr×30)**

(A gauche : plaque génitale femelle ; A droite : pénis mâle)

- **Peignes sexuels** : C'est une petite touffe de soies noires située au niveau du premier article du tarse de la patte antérieure et qui n'existe que chez les mâles.



**Figure 5. Les pattes antérieures des *D. melanogaster* (Gr×30)**

(A droite : la femelle / Noter l'absence de peignes sexuels ; à gauche : le mâle / noter la présence des peignes sexuels)

Tableau 1: Différences morphologiques entre les mâles et les femelles de *D. melanogaster*.

<i>D. melanogaster</i>	Mâle	Femelle
Taille	Mâle plus petit que la femelle	
Tergites abdominaux	Deux dernières bandes larges	Dernière bande large
Première paire de pattes	Peigne sexuel sur le 1 <sup>er</sup> segment de tarse	Pas de peigne
Extrémité de l'abdomen en vue dorsale	Pointue et presque noire	Arrondie et plus claire

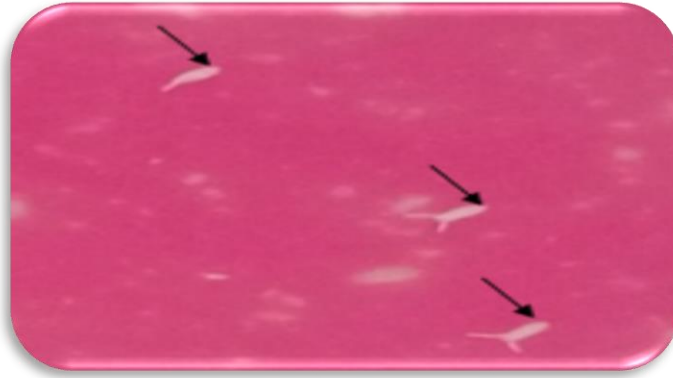
- *Cycle de vie de D. melanogaster*

Les durées de développement sont très variables en fonction de la nature et de la qualité du substrat alimentaire, et surtout en fonction de la température d'élevage et dure environ 12 jours. Entre la ponte et l'apparition de l'adulte, elles diminuent avec l'augmentation de la température entre 12 et 30°C.

Cet insecte suit le type de reproduction des hexapodes qui est le plus souvent de type sexuée (Heusser & Dupuy, 2004), Après l'accouplement, la femelle pond ses œufs sur la chair des fruits mûrs et blessés une centaine d'œufs allongées et blanchâtres d'environ 0,5 mm de long (Griffiths *et al.*, 2002 ; Tavernier & Lizeaux, 2002). L'œuf porte deux courts tubes respiratoires qui émergent du liquide où il a été pondu. La femelle produit de 25 à 35 œufs par jour. L'éclosion a lieu après un ou deux jours, Le stade embryonnaire dur 24h. Après l'éclosion, la drosophile apparaît sous forme d'une larve blanchâtre et commence immédiatement à se nourrir.



Figure 6. *Drosophila melanogaster* entrain de pondre (Gr×30) (Photo personnelle)



**Figure 7. Œufs de *D. melanogaster* (Gr×30) (Photo personnelle)**

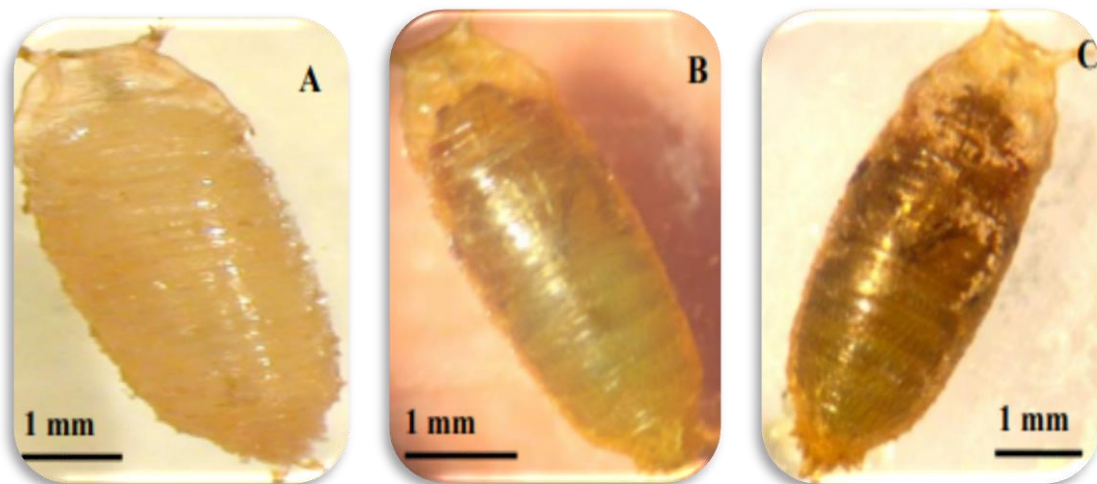
Le développement larvaire comprend trois stades ponctué par 2 mues successives (à 24h et à 48h) et est caractérisé par une forte activité alimentaire. À la fin du 3ème stade larvaire, l'asticot cesse de se nourrir, quitte le milieu nutritif, s'immobilise et se transforme en puppe. Elle subit alors une métamorphose complète qui dure environ 5 jours, transformant progressivement son organisme larvaire en un individu adulte. À l'émergence, l'imago recommence à s'alimenter, il passe encore par une phase de 8h à 12h d'immaturité ou son système nerveux finit de se développer, puis le nouvel adulte devient sexuellement mature et s'engage dans la reproduction (Tavernier & Lizeaux, 2002). La durée de vie de la drosophile est de 30 jours environ (Lorec, 2013).



**Figure 8. Différents stades larvaires de *D. melanogaster* (Gr×30) (Photo personnelle)**

Le développement passe par une succession de stades larvaires séparés d'une série de mues, en effet, les larves de troisièmes stade rampent jusqu'à une portion sèche des aliments pour se transformer en pupes. C'est le stade intermédiaire entre le stade larvaire

et celui d'adulte, caractéristique des insectes à métamorphose complète ; ainsi nommées en raison de l'épaississement considérable de l'enveloppe, ou puparium, formée par la dernière mue larvaire durcie. Alors que la pupa est enfermée dans un cocon, elle ne se nourrit pas et est généralement quiescente, c'est à l'intérieur de ce cocon qu'aura lieu la métamorphose qui va donner le jour à un insecte adulte ailé (**Baudry, 1998**).



**Figure 9. Stade pupale de *D. melanogaster* (Photo personnelle) (Gr×30) (A: prépupe 1 ; B: prépupe 2 ; C: pupe).**

Les drosophiles ont une stratégie de reproduction de type itéroparité (par opposition avec la stratégie de semelparité) (**Costa 2006**), c'est à dire que les femelles se reproduisent plusieurs fois au cours de leur cycle de vie (La femelle peut emmagasiner le sperme d'une insémination et l'utiliser pour pondre pendant plusieurs jour) et pondent des œufs en grande quantité à différents endroits et à plusieurs périodes de temps

. Chaque femelle adulte peut donner plus de 300 descendants (**Bouharmont et al., 2007**). Cette stratégie se base sur le fait que la probabilité de survie d'un adulte est plus élevée que la probabilité de survie d'un individu de la progéniture (**Chabaud, 2008**)

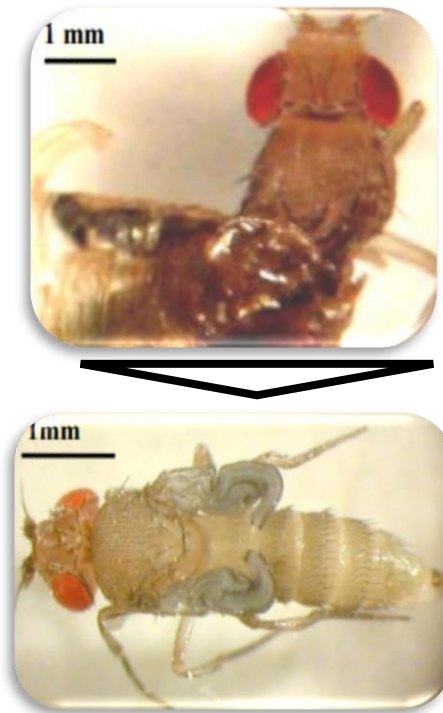


Figure 10. Émergence de l'adulte de *Drosophila melanogaster* (Gr×30) (Photo personnelle)



Figure 11. Cycle de vie de *D. melanogaster* à 25°C (Hales *et al.*, 2015).

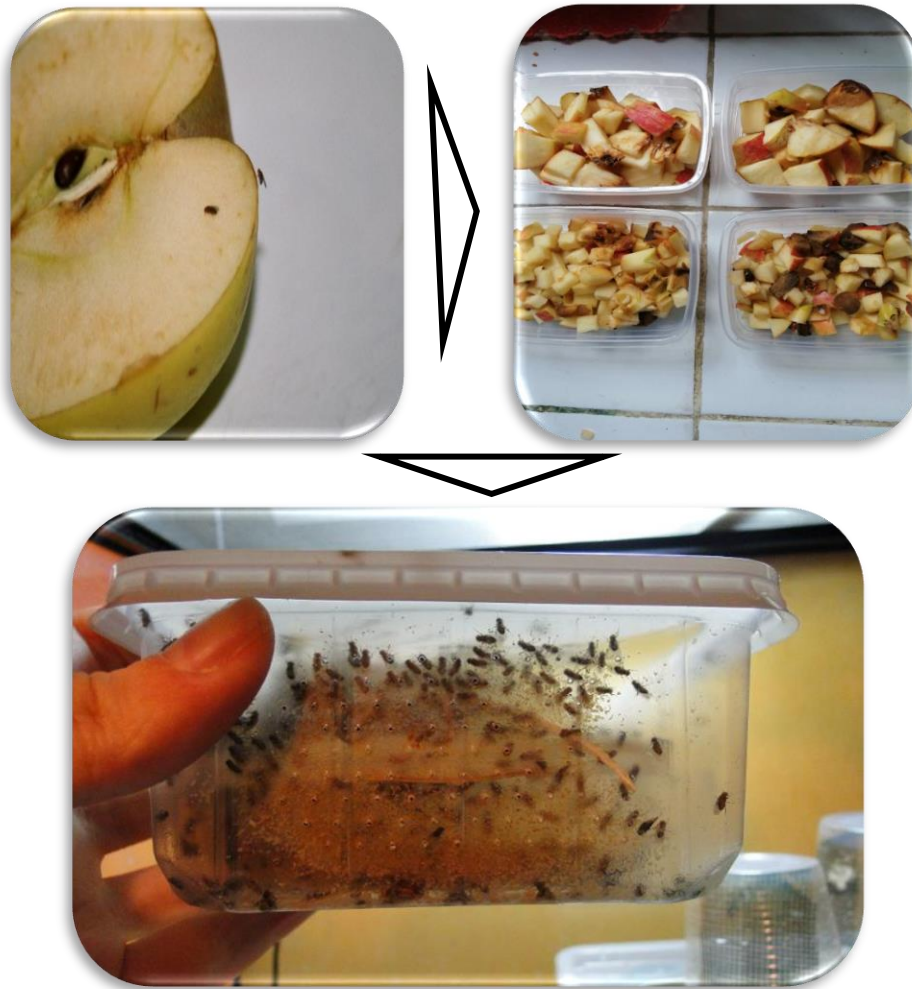
- Position systématique de *D. melanogaster* (Meigen, 1830) :

<b>Embranchement :</b>	<b>Arthropoda</b>
<b>Sous-embranchement :</b>	<b>Hexapoda</b>
<b>Classe :</b>	<b>Insecta</b>
<b>Sous-classe :</b>	<b>Pterygota</b>
<b>Infra-classe :</b>	<b>Neoptera</b>
<b>Ordre :</b>	<b>Diptera</b>
<b>Sous-ordre :</b>	<b>Brachycera</b>
<b>Infra-ordre :</b>	<b>Muscomorpha</b>
<b>Famille :</b>	<b>Drosophilidae</b>
<b>Sous-famille :</b>	<b>Drosophilinae</b>
<b>Genre :</b>	<b><i>Drosophila</i></b>
<b>Espèce :</b>	<b><i>melanogaster</i> (Meigen, 1830)</b>

## 2.2. Élevage de masse

- *Elevage de masse initial*

Des pommes mûrs ont été coupées en petits morceaux et mis dans des boites en plastiques pour accélérer la fermentation. Dès que les fruits se décomposent, on remarque de petits asticots qui se déplacent sur le milieu, ils représentent des larves du premier stade. Ces derniers sont aussitôt déplacés sur un autre milieu artificiel préparé au laboratoire (Bensafi, 2021)



**Figure 12. Elevage de masse à partir de fruits mûrs (pommes) (Photo personnelle).**

L'élevage des drosophiles nécessite des conditions favorables du milieu et repose sur un contrôle quotidien des facteurs environnementaux. Le suivi du développement et les divers expériences réalisées sur les drosophiles ont été menées dans une pièce chauffée. D'autres paramètres très importants pour la survie des mouches tout au long de l'élevage, le premier réside dans la structure de la "chambre de vol" et le second dans le nombre d'individus par tube. Aussi la conduite de la reproduction est primordiale en élevage de drosophiles car elle conditionne pour une grande partie sa réussite.

De plus, la conduite, le maintien et le bon fonctionnement de l'élevage sont basées sur différentes manipulations qu'il faut effectuer régulièrement afin d'obtenir le matériel nécessaire aux différentes expériences réalisées. En effet, toutes les deux semaines, un renouvellement de stock est indispensable et un repiquage est établi tout les 7 à 8 jours.

- *Elevage sur un milieu artificiel*

Le milieu d'élevage assure la nutrition des insectes et constitue un support sur lequel sont pondus les œufs et où se développent les larves. Il existe plusieurs formes de substrats dont la composition est liée au type d'expériences qui seront conduites. On a utilisé deux types de milieux, le premier est naturel et le second est artificiel. Le substrat artificiel est un milieu gélosé à base de farine de maïs et de l'agar-agar. Pour ce milieu de culture, on met, dans une casserole, 33.3 g de maïs avec 33.3g de levure de bière et 4.8 g de l'agar-agar puis on ajoute l'eau distillée jusqu'à avoir un mélange homogène (Bensafi, 2010).



Figure 13. Préparation du milieu artificiel (Photo personnelle)



Figure 14. Élevage au laboratoire de *D. melanogaster* (Photo personnelle).

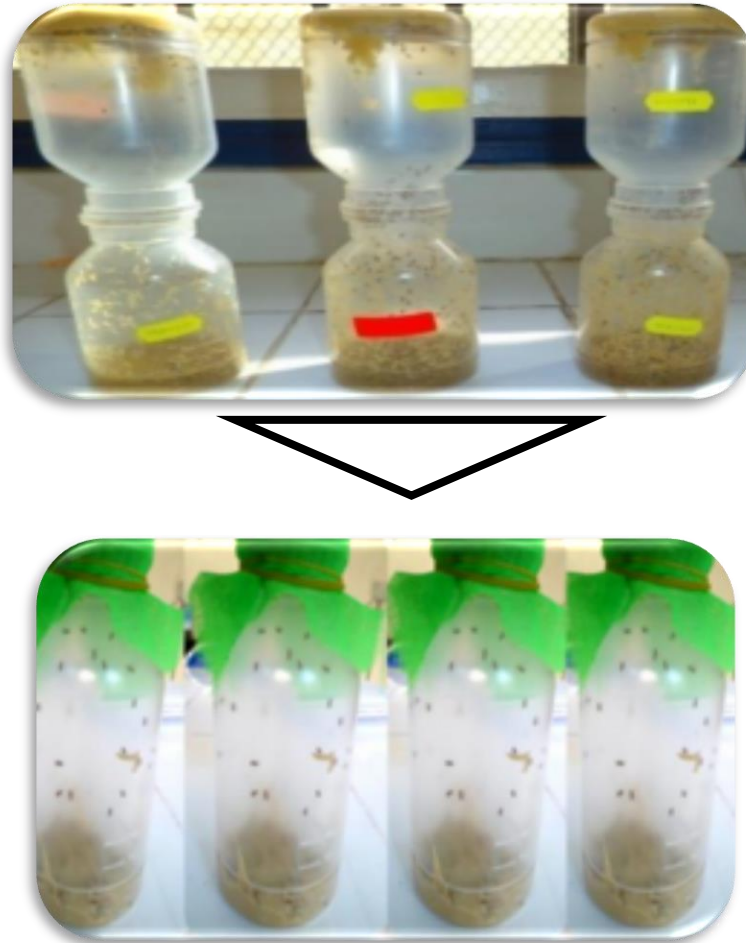


Figure 15. Repiquage des adultes de *D. melanogaster* (Photo personnelle)

### 2.3. Présentation du matériel végétale

#### 2.3.1. *Nicotiana glauca* (Solanaceae)

*N. glauca* est une espèce végétale appartenant à la famille *Solanaceae*, est l'une des plantes utilise pour lutter contre les ravageurs elle contient de la nicotine, alcaloïde toxique pouvant être utilisé comme insecticide. Mais il contient de plus de l'anabasine, autre alcaloïde proche de la nicotine (alcaloïde pyridinique), particulièrement efficace contre les *D. melanogaster* (Mac Mahon et Deserts 1997).

- **Morphologie générale**

*N. glauca* Sous-arbrisseau peu élevé ou atteignant 2-3 mètres, en zone chaudes, à tiges dressées, arrondies, peu rameuses Julve (2014). C'est une plante vivace à feuilles persistantes, glabres douce arbuste ou petit arbre boisé, jusqu'à 6 m de haut en Amérique,

avec des tiges qui sont lâchement ramifié. **Goodspeed (1954), Moore (1972), Blamey et al., (1998).**



**Figure 16. *N. glauca* (Photo personnelle)**

- **Les caractéristiques des différentes parties de *N. glauca***

- Les tiges sont lâchement ramifiées. Elles sont dressées, arrondies, peu rameuses.
- feuilles ovales aiguës, longuement pétiolées. **Quezel et Santa (1963).**
- les feuilles sont persistantes, harcelées, alternes, elliptiques à lancéolées ou ovales, pointues, bleu ou gris-vert. **Goodspeed (1954), Moore (1972), Blamey et al., (1998).** Elles sont épaisses et caoutchouteux jusqu'à 20 cm de long).
- Le fruit est une capsule à deux valves en forme d'œuf, 7-10 mm long et légèrement plus long que le calice persistant.
- Le fruit est une capsule à deux valves en forme d'œuf, 7-10 mm long et légèrement plus long que le calice persistant.
- les graines sont minuscules, comprise entre 0,4-1,3 mm de diamètre, et portent une surface cellulaire vallonnée - réticulée. La forme de la graine varie de globuleuse à subglobuleuse, en forme de rein, elliptique, et des formes angulaires.
- Les graines du genre *N. glauca* sont généralement distinctes dans la famille des Solanacées. Cela est dû à leur caractéristique « ondulation » (ligne de

motif de surface) et leur taille relativement petite. **Goodspeed(1954)**.

- **Compositions chimiques et propriétés**

Les feuilles vertes de tabac (*N. glauca*) contiennent (en pourcentage de poids sec)

:

- 40 % de glucides (amidon, cellulose, sucres simples)
- 15 à 20% de protéines et d'acides organiques
- entre 1 et 10% d'alcaloïdes (exceptionnellement 15%) : la nicotine est majoritaire (jusqu'à 90- 95%) ; les autres alcaloïdes du tabac sont chimiquement proches de la nicotine, les plus importants sont l'anabasine et la nornicotine.

- ❖ **Position systématique**

<b>Règne</b>	Plantae
<b>Sous-règne</b>	Tracheobionta
<b>Division</b>	Magnoliophyta
<b>Classe</b>	Magnoliopsida
<b>Sous-classe</b>	Asteridae
<b>Ordre</b>	Solanales
<b>Famille</b>	<i>Solanaceae</i>
<b>Genre</b>	<i>Nicotiana</i>

### **Type de climat**

*N. glauca* est distribué dans les régions tempérées chaudes, arides et subtropicales, humides et sèches, à côté des routes et le long des berges, jusqu'à une altitude de 3000 m **Goodspeed (1954), Cronk et al., (2001), en Bogdanovic et al., (2006)**. Elle est répandu dans toute l'Afrique du Sud dans les endroits où la végétation naturelle a été perturbé, comme des routes et des berges **Steenkamp et al., (2002)**.

Le cycle végétatif de la plante est court et s'inscrit aisément dans toute saison estivale si, des dernières gelées de printemps aux premières gelées d'automne, il s'écoule un temps suffisant, c'est-à-dire une bonne centaine de jours environ. Cette durée est écourtée quelque peu sous les climats les plus propices, tandis qu'elle peut atteindre 150 jours sous les latitudes les plus fraîches.

- **Aire de répartition de *N. glauca*.**
- C'est une espèce originaire d'argentine il s'est naturalisé partout dans le monde et notamment en Europe et dans les pays méditerranéens. **Marchoux et al (2008)**.

- Elle s'est Naturalisée dans toutes l'Algérie on la trouve dans les Rocailles humides, bord des oueds Etc **Quezel et santa (1963)**.
- La répartition de *N. glauca* est en Europe méridionale et Afrique septentrionale ; originaire de l'Amérique du Sud
- *N. glauca* est une plante cosmopolite originaire de l'Amérique du Sud ( nord ouest et centre de l'Argentine , le Paraguay , la Bolivie, le Brésil, l'Équateur , le Pérou , le Chili et l'Uruguay ) ,introduction connues: Naturalisée en Europe , Afrique , Asie tempérée , Australie, Nouvelle Zélande , Etats-Unis, le Mexique et la Macaronésie **Bogdanovic et al., (2006)** .

- ***Origine et répartition des alcaloïdes dans la plante***

L'origine des alcaloïdes dans la plante de tabac semble actuellement élucidée. Au moyen de greffes, il a été montré que la nicotine est synthétisée essentiellement, sinon exclusivement, au niveau des racines. Mais elle s'accumule principalement dans les feuilles sous forme de sels organiques et de combinaison glucidiques. La nornicotine paraît se former essentiellement dans les parties aériennes par déméthylation de la nicotine. Quant à l'anabasine, elle prendrait naissance aussi bien dans le système racinaire que dans les feuilles. La transformation éventuelle de la nicotine en anabasine n'a pas pu être établie de façon certaine. En effet, si l'on fournit à des feuilles excisées de *Nicotiana glauca* de la nicotine marquée (C14), seules sont radioactives la nicotine et la nornicotine extraites de ces feuilles, l'anabasine ne l'étant pas.

La nicotine absente dans la graine mûre, apparaît dès les premiers stades de la germination. Elle existe dans toutes les parties de la plante, mais en proportion variable selon les organes et les stades de végétation. Dans les racines et les tiges, les teneurs en nicotine restent toujours faibles, bien qu'elles augmentent pendant la période de croissance et diminuent légèrement en fin de végétation. Les feuilles sont beaucoup plus riches. Chez les plantes écimées, leurs teneurs en alcaloïdes augmentent régulièrement jusqu'à la récolte. Les feuilles des portes-graines sont toujours moins chargées en nicotine et s'appauvrissent légèrement au moment de la formation des capsules. L'intérieur de chaque organe, la nicotine s'accumule surtout dans les parties superficielles ou les plus éloignées de la base. C'est ainsi qu'à maturité égale.

Les feuilles hautes sont plus riches que les feuilles basses et, dans une même feuille, la teneur en alcaloïdes croît de la base vers le sommet et de la nervure médiane vers les bords. La formation de la nicotine est liée au métabolisme des matières protéiques. Au cours de la germination, elle apparaît d'ailleurs en même temps que sont utilisées les protéines réserve dans la graine. Pendant longtemps, on l'a considérée comme un produit de déchets. Mais les recherches les plus récentes tendent à montrer que la nicotine peut exercer dans la plante un rôle physiologique important principalement en agissant sur les phénomènes de phosphorylation.

- ***Les impacts environnementaux***

*N. glauca* constitue une menace pour la biodiversité en compétition avec les espèces indigènes pour les ressources et le déplacement des plantes indigènes. Toutes les parties de la plante sont toxiques. *N. glauca* a été inclus dans la base de données Global Invasive Species (**Gisd, 2010**). Elle a été classée comme une mauvaise herbe nuisible en Afrique du Sud (plantes interdites qui doivent être contrôlés. Ils ne servent à rien économique et possèdent des caractéristiques qui sont nocifs pour les humains, les animaux ou l'environnement).

- **Extraction de la plante *N. glauca***

Pour la présente étude les feuilles de *N. glauca* ont été récoltées à Hodna (M'sila, centre de l'Algérie), au printemps 2019. La plante a été identifiée par le Pr RebbasKhellaf, département de biologie, faculté des sciences et université de M'sila.

### **2.3.2. *Urtica dioica* (Urticaceae)**

- **Présentation du la plante**

L'ortie est une plante herbacée, vivace par rhizomes, appartenant à l'ordre des rosales, familles des urticacées et au genre *Urtica* caractérisé par la présence de poils unicellulaires. Le port de l'ortie a une hauteur qui varie de 30 à 150 cm. La tige est robuste, dressée, velue, non ramifiée et à section carrée. Elle est d'une couleur verte lorsque la plante est jeune, et rouge violet lorsqu'elle est plus âgée (**Laouira S, 2014**) (**Fig. 17**). Les feuilles sont opposées, ovales, allongées, dentées et terminées en pointe. Les feuilles et les tiges sont couvertes de poils urticants comparables à une ampoule munie d'une pointe recourbée, siliceuse qui déverse au contact de la peau un liquide urticant, dont la composition chimique sera étudiée ultérieurement (**Laouira S, 2014**).

L'ortie est dioïque, ayant des pieds mâles et femelles séparés. Les fleurs sont unisexuées, très petites, apparaissant de juin à septembre, et sont disposées à l'aisselle des feuilles, en grappes ramifiées (Laouira S, 2014) (Fig. 17).

La fleur femelle est verdâtre et comporte un ovaire uniloculaire, uniovulé, surmonté d'un style et d'un stigmate en pinceau par contre la fleur mâle est jaunâtre et comporte quatre étamines à filets longs, élastiques, repliés dans le bouton floral. Le fruit est un akène ovale rempli de minuscules graines ayant une couleur brunâtre et noirâtre. Le système racinaire est composé d'une racine pivotante qui se ramifie en racicelles fines permettant à la touffe d'ortie de s'étendre (Fig. 17).



Figure 17. *U. dioica* (Urticaceae) (Photo personnelle)

- **Les caractéristiques des différentes parties d'*U. dioica* (Urticaceae)**
  - La tige est dressée, velue, non ramifiée et quadrangulaire portant des poils urticantes et des poils courts, très fibreuse porte des feuilles opposées ovales, acuminées fortement dentées sur les bords, à grosse dents ovales- triangulaires (Schaffner., 1992)
  - *U. dioica* est constituée de feuilles simples charnues, tombantes dentelées, grossièrement en forme de cœur, et la tige sont recouverts de poils urticants blanc (Alternatine medicine review., 2007). Les feuilles simples à long pétiole sont opposées deux à deux, de couleur vert foncé en raison de leur richesse en chlorophylle (schaffner., 1992 ; moutsie., 2008)
  - Les fleurs sont déposées en grappes ramifiées, allongées et pendantes, les grappes se situent à l'aisselle des feuilles comme déjà dit, la grande ortie et dioïque car elle porte les fleurs femelles et male sur des plants différents (boullard., 2001 ; fleurentin., 2008).
    - \*Fleurs femelles : Elles ont 4 sépales et un ovaire velu de couler verdâtre, les grappes qui les portent pendent, en particulier lorsque les graines se forment, elles sont dépourvues de nectar [moutsie., 2008].
    - \*Fleurs males : Elles ont 4 sépales et 4 étamines, elles sont portées par longues grappes serrées très rameuses, développées par paires, à l'aisselle des feuilles. Chaque étamine libère environ 15000 graines de pollen jaune, à la

réputation allergisante (**moutsie., 2008**). La floraison est estivale, soit du printemps jusqu'au début d'automne (**Fletcher., 2007**).

- Fruit et la graine Le fruit d'*U. dioica* est constitué d'un akène, formé dans un calice persistant, contient une graine provenant des panicules à maturité, leur couleur sable à jaune – brun, de forme aplatie, ovoïde et pointue, mesure 1.0 à 1.5 mm de long sur 0.7 à 1.0 mm de large. Son extrémité pointue porte des restes de stigmates pénicillés.
- Ces fruits sont très souvent entourés de deux petites feuilles extérieurs, étroites, et de deux feuilles intérieures plus grandes, larges et de couleurs vertes ou de leurs restes (**Wichtl et Anton., 2003**).
- Les racines sont des rhizomes – tiges souterraines, jaunâtres, traçants et abondamment ramifiés qui développent chaque année de nouvelles pousses, d'où le caractère par fois envahissant de l'ortie ils fixent l'azote de l'aire grâce à l'action de microorganismes (*Rhizobium frankia*) qui vivent en symbiose avec l'ortie (**moutsie., 2008**).
- (L'action urticante) L'action urticante est due au liquide contenu dans les poils et qui est libéré au moindre choc qui casse leur extrémité, les transformant ainsi en une véritable aiguille hypodermique. Ce liquide contient de l'acétylcholine, de l'histamine et d'après des travaux publiés en 1990. Les poils urticants contiennent de l'histamine, de l'acide formique, de l'acide acétique, de l'acétylcholine, de l'acide butyrique, que des leucotriènes, de la 5-hydroxytryptamine (sérotonine) ainsi que d'autres substances irritantes (**fleurentin., 2008**).

- **Compositions chimiques et propriétés**

La composition chimique des différents organes d'*U. dioica*, à savoir les feuilles, les fruits, les racines et les poils, a été le sujet de nombreuses études depuis la seconde moitié du 19<sup>ème</sup> siècle. La partie chimique active d'*U. dioica* comprend près de cinquante composés de la fraction lipophile et dont la structure chimique est connue. On trouve des stérols, des acides triterpéniques, des coumarines, des phénols, des lignanes, des céramides, des acides gras...etc. tous ces constituants trouvent leur répartition dans les divers organes de la plante (**Bombardelli,1997 ; Bruneton,1999 ;Wichtl,2003**).

Les constituants chimiques au niveau des différentes parties aériennes (feuilles, tiges et fleurs) sont:

- Des flavonoïdes (1 à 2 %) ;
- Des éléments minéraux (plus de 20 %) : calcium, potassium et silicates partiellement solubles (1-4 %) ;
- des acides: acide caféique et ses esters, acide férulique et sinapique, acide caféylmalique (1,6 %), chlorogénique (trans-5-caféylquinique), citrique, fumarique, glycérique, malique, oxalique, phosphorique, quinique,

succinique, thréonique et thréono-1,4-lactone Scopolétole, sitostérol, et sitostérol 3-O- $\beta$ -D-glucoside ;

- Des lignanes : plusieurs, dont le secoisolariciresinol;3-hydroxy-a-ionol, glycoprotéines, lipides, sucres, acides aminés libres (30 mg/kg), tanins, traces de nicotine, une enzyme: la choline acétyltransférase ;
- Les pieds mâles et femelles ont un taux comparable en flavonoïdes. La teneur en acides polyphénoliques est plus élevée chez les pieds mâles. **(Bombardelli,1997 ; Bruneton,1999 ;Wichtl,2003).**

- **L'usage traditionnel**

En médecine traditionnelle, l'ortie est utilisée sous diverses formes, en infusion ou en jus de plante fraîche par voie interne, elle stimule l'hématopoïèse, elle est prescrite comme diurétique, contre l'arthrite, les rhumatismes articulaires, pour « stimuler la production enzymatique » du pancréas (antidiabétique), pour favoriser la cicatrisation, mais aussi dans les maladies des voies biliaires **(Boullard, 2001)**. En usage externe, elle est aussi utilisée dans les soins capillaires (antipelliculaire et contre les cheveux gras, ralentissant la chute des cheveux) **(Boullard, 2001)**. On recommande la plante entière en tant qu'astringente, diurétique et hémostatique et les fruits en tant qu'antiémétiques, purgatifs et vermifuges **(Boullard, 2001)**. D'autres utilisations traditionnelles telles que celles contre la goutte et les saignements modérés plus particulièrement les ménorragies modérées **(Alternative Medicine Review, 2007)** sont décrites, mais ces indications, parfois imprécises eu égard aux rares essais pharmacologiques disponibles, demandent à être confirmées. **(Bertrand, 2008)**. L'ortie est une plante utilisée dans la médecine populaire du Maroc Oriental dans le traitement de l'hypertension et du diabète. Il a été reporté qu'*Urtica dioica* a également été utilisée dans le traitement de la douleur, de l'hyperplasie de la prostate et du cancer de la prostate **(El-Haouari et al., 2006)**.

- **Position systématique d'*U. dioica***

**Règne** : Plantae

**Sous règne** : Tracheobionta (plantes vasculaires)

**Embranchement** : Magnoliophyta (phanérogames).

**Sous-embranchement** : Magnoliophytina (angiospermes)

**Classe** : Eudicots

**S/classe** : Rosidées

**Super ordre** : Eurosidées

**Ordre** : Rosales

**Famille :** *Urticaceae*

**Genre :** *Urtica*

**Espèce:** *Urtica dioica*

- **Extraction de la plante d'*U. dioica***

Pour la présente étude les feuilles d'*Urtica dioica* ont été récoltées à Annaba (Annaba, Université Badji Mokhtar sidi amar), au printemps 2021. La plante a été identifiée par le Pr HABBACHI Wafa.

## 2.4. Préparation des extraits aqueux et éthanoliques

### 2.4.1. Préparation des extraits aqueux de *N. glauca*

Pour obtenir un extrait aqueux des feuilles de *N. glauca*, nous avons mis 142g de feuilles fraîches dans un 1000 ml d'eau distillée et on laisse bouillir pendant 30 minutes sur une plaque chauffante à 180°C. Le mélange obtenu est filtré à l'aide du papier filtre et on récupère un litre du filtrat (**Fig. 17**) (Solution mère 142 µg/ml).



**Figure 18. Préparation de l'extrait aqueux du *N. glauca* (Photo personnelle)**

### 2.4.2. Préparation de l'extrait éthanolique de *N. glauca*

Pour l'extraction des feuilles de *N. glauca* nous avons macéré 132 g de feuilles sèches en poudre dans 800 ml d'éthanol à 70% pendant 24h à température ambiante et à l'ombre. Après filtration, le filtrat obtenu a fait l'objet d'une évaporation en utilisant un Rotavapor (**Fig. 19**) à une température de 45°C pour éliminer le solvant éthanol. La partie récupérée a été conservée à 4°C jusqu'à utilisation.

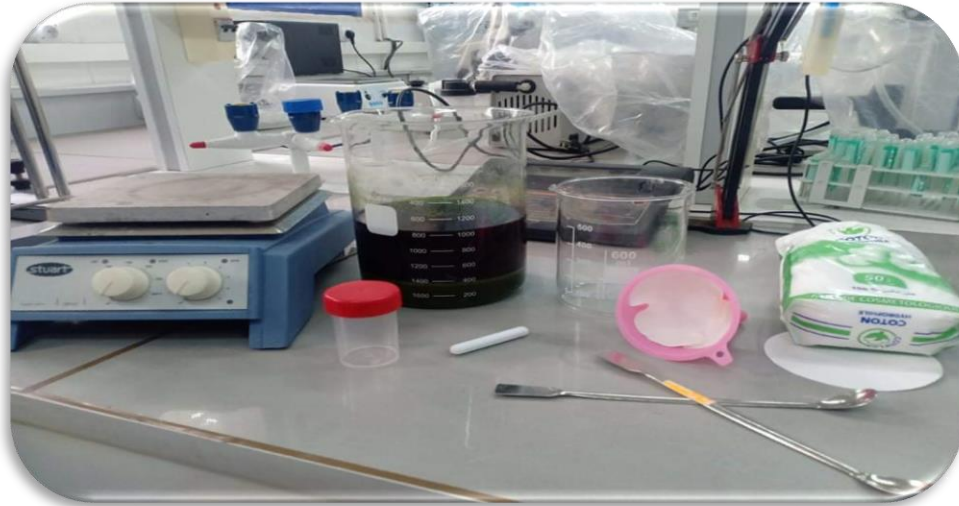


Figure 19. Préparation de l'extrait éthanolique *N. glauca* (Photo personnelle)

### 2.4.3. Préparation de l'extrait aqueux de l'ortie (*U. dioica*)

Pour obtenir un extrait aqueux des feuilles d'*U. dioica*, nous avons séché les feuilles dans notre laboratoire à une température ambiante puis nous avons mis 18 g de la poudre dans un 300 ml d'eau distillée et on laisse bouillir pendant 30 minutes sur une plaque chauffante à 180°C. Le mélange obtenu est filtré à l'aide du papier filtre et on récupère un litre du filtrat ou une Solution mère de 60µg/ml (Fig. 20).



Figure 20. Préparation de l'extrait aqueux *U. dioica* (Photo personnelle)

## 2.5. Effet des extraits aqueux et éthanoliques sur la mortalité et le développement de *D. melanogaster*

### 2.5.1. Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca*

Le test de toxicité consiste à administrer (par ingestion) de différentes concentrations d'extraits aqueux aux larves du 2<sup>ème</sup> stade de la drosophile, dans des conditions bien contrôlées du laboratoire. Nous avons préparé cinq concentrations différentes de 10 µg/ml, 25 µg/ml, 50 µg/ml, 75 µg/ml et 100 µg/ml. Les extraits sont ingérés ; chaque concentration est mélangée à 40 g de nourriture sera divisé en quatre tubes différents. Dans chaque tube, 20 des larves de deuxième stade sont placées (**Fig. 21**). Un tube de contrôle contient 20 larves de deuxième stade et non traitées par *N. glauca* extraits aqueux (**Fig. 21**).

### **2.5.2. Effet de l'extrait éthanoliques de *N. glauca***

Nous avons préparé différentes concentrations de l'extrait éthanoliques de *N. glauca* 1 µg/ml, 2 µg/ml, 5µg/ml, 10µg/ml. Les extraits sont ingérés; chaque concentration est mélangée à 40 g de nourriture sera divisé en quatre tubes différents. Dans chaque tube, 20 des larves de deuxième stade sont placées (**Fig. 21**). Un tube de contrôle contient 20 larves de deuxième stade et non traitées par *N. glauca* extraits éthanoliques. Le suivi de la mortalité et du développement des larves se fait pendant 15 jours (**Fig. 21**), temps nécessaire pour terminer le développement) (**Fig. 21**).

### **2.5.3. Effet de l'extrait aqueux d'*U. dioica***

De même pour l'extrait aqueux d'*U. dioica*. Nous avons préparé quatre concentrations différentes de 5µg/ml, 10µg/ml, 20µg/ml, 60µg/ml. Les extraits sont ingérés; chaque concentration est mélangée à 40 g de nourriture sera divisé en quatre tubes différents. Dans chaque tube, 20 des larves de deuxième stade sont placées Un tube de contrôle contient 20 larves de deuxième stade et non traitées par *U. dioica* (**Fig. 21**).

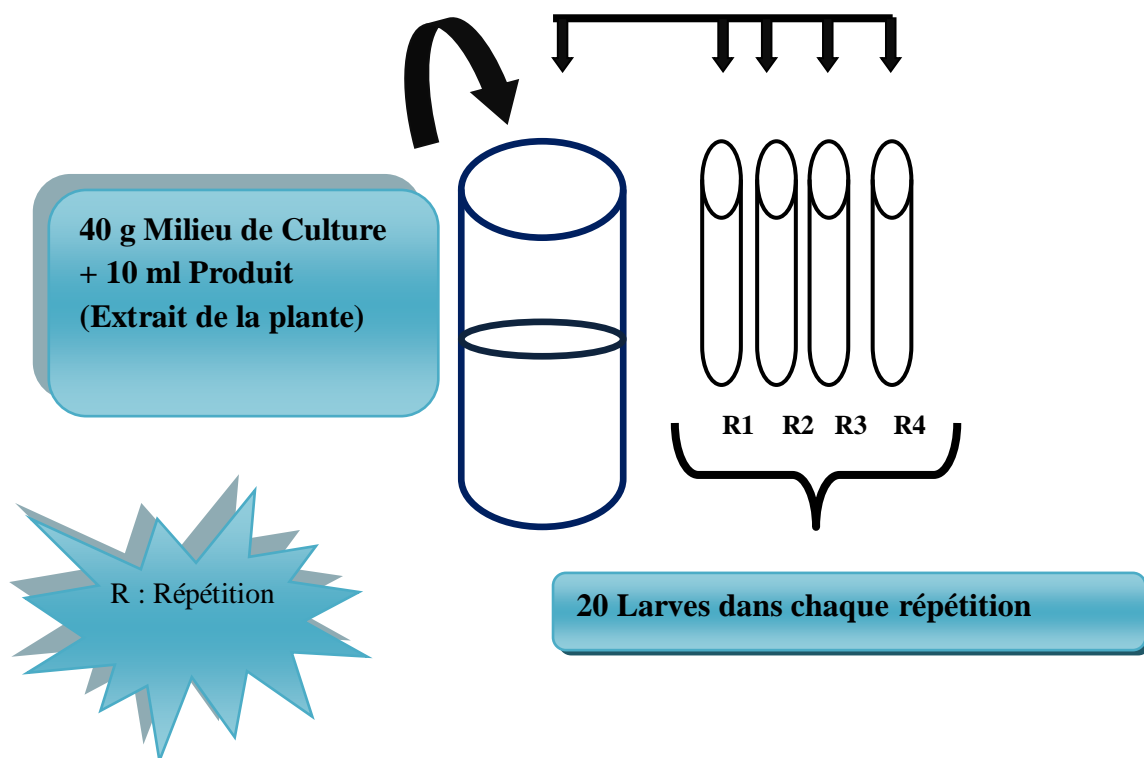


Figure 21. Schéma du protocole de traitement des L2 de *D. melanogaster*

### 2.6. Effet des extraits aqueux et éthanoliques sur la longévité des adultes de *D. melanogaster*

#### 2.6.1. Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca*

Les effets de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur la longévité des adultes de *D. melanogaster* survivant au traitement avec cinq concentrations différents (10 $\mu$ g/ml, 25 $\mu$ g/ml, 50 $\mu$ g/ml, 75 $\mu$ g/ml et 100 $\mu$ g/ml). 20 mâles et 20 femelles nouvellement émergés ont été placés séparément dans des tubes contenant du milieu nutritif traité (de 10 ml d'extrait à 40 g de milieu de culture) (Fig. 22), quatre répétition de 20 individus chacune pour chaque sexe et pour chaque série d'expérience ont été réalisés. La mortalité des adultes mâles et femelles a été enregistrée durant 15 jours de traitement (Fig. 22).

#### 2.6.2. Effet de l'extrait éthanolique de *N. glauca*

Les effets de l'extrait éthanoliques de *N. glauca* sur la longévité des adultes de *D. melanogaster* survivant au traitement avec cinq concentrations différents (1 $\mu$ g/ml, 2 $\mu$ g/ml, 5 $\mu$ g/ml et 10 $\mu$ g/ml) (Fig. 22). 20 mâles et 20 femelles nouvellement émergés ont été placés séparément dans des tubes contenant du milieu nutritif traité (de 10 ml

d'extrait à 40 g de milieu de culture), quatre répétition de 20 individus chacune pour chaque sexe et pour chaque série d'expérience ont a été réalisé. La mortalité des adultes mâles et femelles a été enregistrée durant 15 jours de traitement (**Fig. 22**).

### 2.6.3. Effet de l'extrait aqueux d'*U. dioica*

De même pour l'effet des extraits aqueux d'*U. dioica*. Nous avons préparé quatre concentrations différentes de 5µg/ml, 10µg/ml, 20µg/ml ,60µg/ml (**Fig .22**). 20 mâles et 20 femelles nouvellement émergés ont été placées séparément dans des tubes contenant du milieu nutritif traité (de 10 ml d'extrait à 40 g de milieu de culture), quatre répétition de 20 individus chacune pour chaque sexe et pour chaque série d'expérience ont a été réalisé. La mortalité des adultes mâles et femelles a été enregistrée durant 15 jours de traitement (**Fig. 22**).

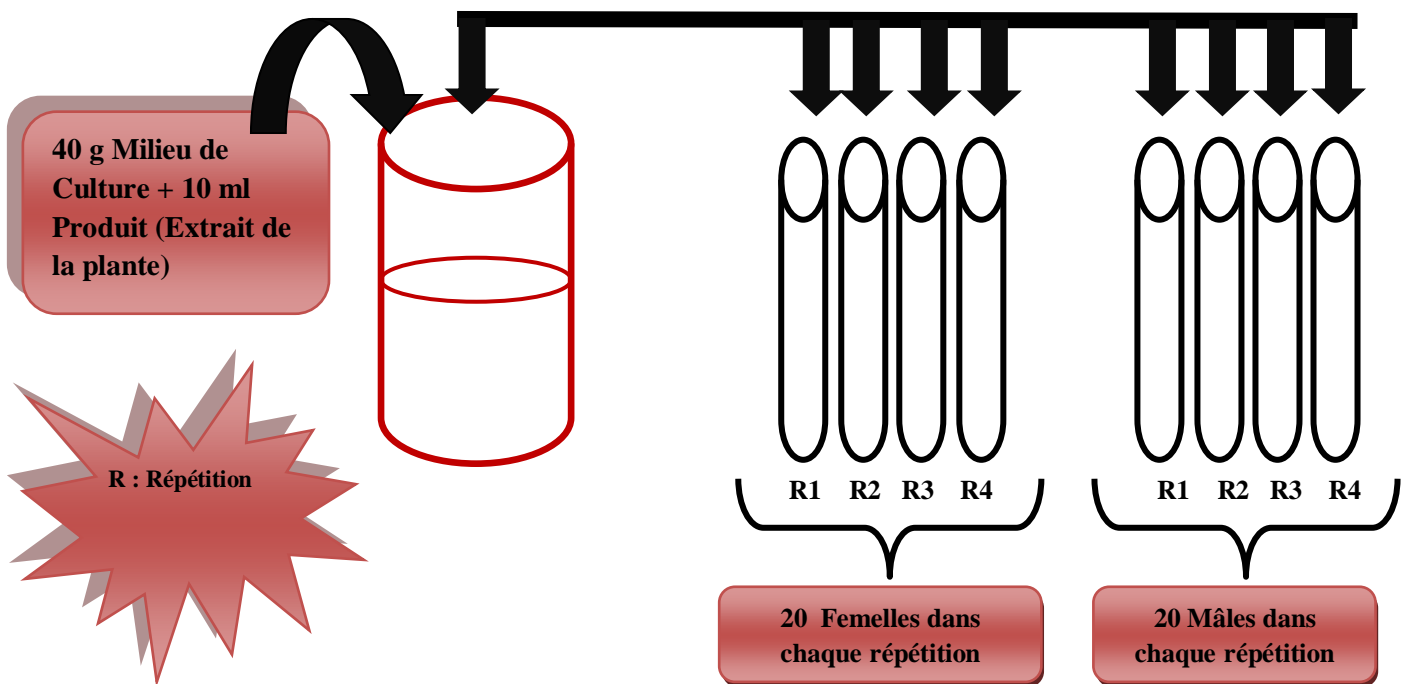


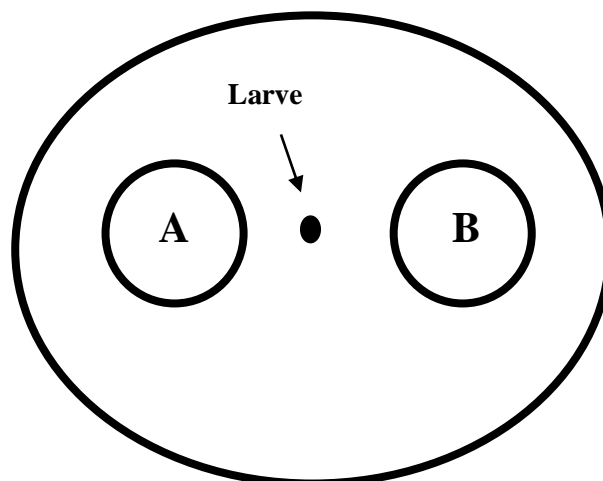
Figure 22. Schéma du protocole de traitement des adultes de *D. melanogaster*

### 2.7. Effet des extraits aqueux et éthanoliques sur l'attractivité alimentaire des larves de *D. melnogaster* (L3)

Les larves du troisième stade (L3) issues du traitement ont fait l'objet des tests du comportement alimentaire par deux extraits aqueux et éthanoliques de *N. glauca* à des concentrations sublétales (25µg/ml, 1µg/ml) respectivement aussi par l'extrait aqueux d'*U. dioica* à une concentrations sublétale (10 µg/ml). Ces larves, sont faciles à manipuler. 40 larves non traitées sont utilisées pour l'observation des témoins. Le

principe des tests d'attraction porte sur les larves de 3<sup>ème</sup> stade de *D. melanogaster* c'est pour mieux comprendre l'acuité olfactive chez les larves et comment peuvent-elles détecter la présence de la nourriture. Afin de réaliser ces tests on utilise le matériel suivant : boîtes de pétri en plastique (diamètre de 100 mm), papiers filtre Whatman (diamètre 15 mm) (**Fig. 23**), pinces fines, petites aiguilles (longueur environ 10 mm), spatules inox, chronomètres, coupelles en verre.

L'arène de test utilisée est une boîte de Pétri en plastique (diamètre de 100 mm) contenant de l'agar à 2% dont le fond est recouvert d'un papier sur lequel on a dessiné au crayon de papier 2 zones circulaires (Zone « A » et « B ») disposées ligne ; chacune des zones représente 10% de la surface totale de l'arène (**Fig. 23**).



**Figure 23. Schéma de l'arène de test du comportement alimentaire**  
[Boîte de pétri,  $\varnothing$  100 mm]

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

Le milieu artificiel utilisé assure le déplacement des larves et constitue une surface lisse qui facilite le mouvement des larves (**Fig. 24**). Au laboratoire, on a préparé le milieu à base d'agar et de l'eau. Pour préparer 8 boîtes, on dissout 5 g d'agar avec 250 ml d'eau, puis on délaye la casserole sur la plaque chauffante en agitant sans arrêt pour assurer que le produit d'agar se dissocie complètement dans l'eau (**Fig. 24**). 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 pétri à une épaisseur d'environ 5 mm et on laisse environ 3 heures afin que le milieu refroidisse et pour que la surface devienne lisse (**Fig. 24**).



**Figure 24. Préparation du milieu gélosé à base d'agar et de l'eau (Photo personnelle)**



**Figure 25. Le mélange préparé est distribué sur les boîtes de pétrie (Photo personnelle)**

Ensuite on introduit les papiers filtre (déjà préparé) dans des tubes contenant le milieu de culture témoin et mélangé avec nos extraits (aqueux ou éthanolique des feuilles de *N. glauca* et l'extrait aqueux d'*U. dioica*) et on laisse 2 heures pour que les papiers filtre garde l'odeur de la nourriture. Après 2 heures, on retire les papiers et on enlève le milieu en frottant avec une spatule les deux côtés des papiers filtre. Ces papiers sont ensuite mis dans les boîtes de pétri dans la zone A et la zone B. On note le choix de chaque larve et le temps qu'elle met pour atteindre la zone choisie. Le suivi de test se fait pendant 30 minutes (**Fig. 26**).

Les larves sont transvasées des tubes d'élevage vers une coupelle en verre avec de l'eau distillée puis elles sont prélevées avec des pinces dans une autre coupelle en verre contenant, aussi, de l'eau déminéralisée. Les papiers filtre imbibés de milieu nutritionnel sont introduits dans la boîte de pétri contenant l'agar (2%). Ils sont manipulés uniquement avec des pinces. Chaque papier filtre est fixé avec une petite aiguille (**Fig. 26**).

On prélève une larve (avec une pince) et on la dépose au centre (point « L ») de la boîte de pétri contenant les papiers filtre. A ce moment, on déclenche de chronomètre et on note le choix de larve ainsi que le temps qu'elle met pour faire son choix (**Fig. 26**).

Les tests se font avec des larves témoins et des larves traitées (N= 40) et on a testé le choix des entre les milieux : traité vs traité, témoin vs traité et témoin vs témoin

Larves témoins (n=120)	Larves traitées (n=120)
<b>Milieux testés</b>	
- Témoin X Traité (n=40)	- Témoin X Traité (n=40)
- Traité X Traité (n=40)	- Traité X Traité (n=40)
- Témoin X Témoin (n=40)	- Témoin X Témoin (n=40)



Figure 26. Déroulement du test du comportement alimentaire (Photo personnelle)

## 2.8. Effet des extraits aqueux et éthanolique sur le comportement sexuel des adultes de *D. melanogaster* :

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

La parade sexuelle chez les drosophiles est un comportement riche en événements (Clynen *et al.* 2011 ; Chardonnet, 2013), passe par six étapes essentielles, prédéterminées et invariables (Terhzaz, 2003 ; Dickson, 2008 ; Revadi *et al.* 2015) et requiert de nombreux signaux sensoriels dont les signaux chimiques (les phéromones des hydrocarbures cubiculaires) tiennent une place importante (Greenspan & Ferveur, 2000 ; Sokolowski, 2001). Et c'est le mâle qui procède les différentes séquences (Fig. 27).

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

Lorsque les deux partenaires sont réunis dans la chambre du test, le mâle commence par explorer le lieu. Après quelque secondes, c'est toujours le mâle qui va

détecter la femelle en premier et commence à la courtiser rapidement et le premier contact avec les pattes antérieures s'établit. La femelle est plus discrète, elle secrète des substances odorantes aphrodisiaques qui sont des phéromones. Elle indique sa réceptivité en ralentissant son activité locomotrice pour faciliter l'accouplement (I.N.A.P.G, 1997) (Fig. 27).



**Figure 27. A. Orientation, repérage de mâle (Photo personnelle)**

### **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. 28).



**Figure 28. B. Attouchements** (toucher, chimio détection par les phéromones de contact de femelle) (Photo personnelle).

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

Au cours de la parade des mouches de *D. melanogaster*, le mâle déplie une de ses ailes à la verticale de son corps, et il l'a fait vibrer produisant ainsi un chant caractéristique qui ne dure que quelques secondes. Le chant se répète plusieurs fois pendant la parade et seuls les mâles qui font les vibrations. Le circling c'est une sorte de chant, dans lequel le mâle tourne autour de la femelle (**Fig. 29**).



**Figure 29. C. Chant nuptial :** (Chimiodétection émission de phéromones par le mâle  
(Photo personnelle).

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

Après une sollicitation continue du mâle, la femelle réceptive s'immobilise, le mâle étend sa trompe et commence par lécher les plaques génitales de la femelle. Le léchage des mâles de *D. melanogaster* se répète plusieurs fois et ne dure que quelques secondes (**Fig. 30**).



**Figure 30. D. Léchage.** Toucher chimio détection (émission de phéromones par la femelle) (Photo personnelle)

### **E / Tentative d'accouplement :**

La première tentative d'accouplement suit immédiatement l'étape de léchage des génitales de la femelle. Le mâle tente une copulation en incurvant son abdomen. Si la tentative d'accouplement échoue, le mâle répète sa tentative plusieurs fois jusqu'à la réussite de l'accouplement. Si la femelle refuse de s'accoupler il cesse sa cour. Cette séquence ne dure que quelques minutes (maximum 10 minutes) (Fig. 31).



**Figure 31. E. Tentative (Photo personnelle).**

### **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 (**Fig. 32**).



**Figure 32. F. Accouplement (Photo personnelle).**

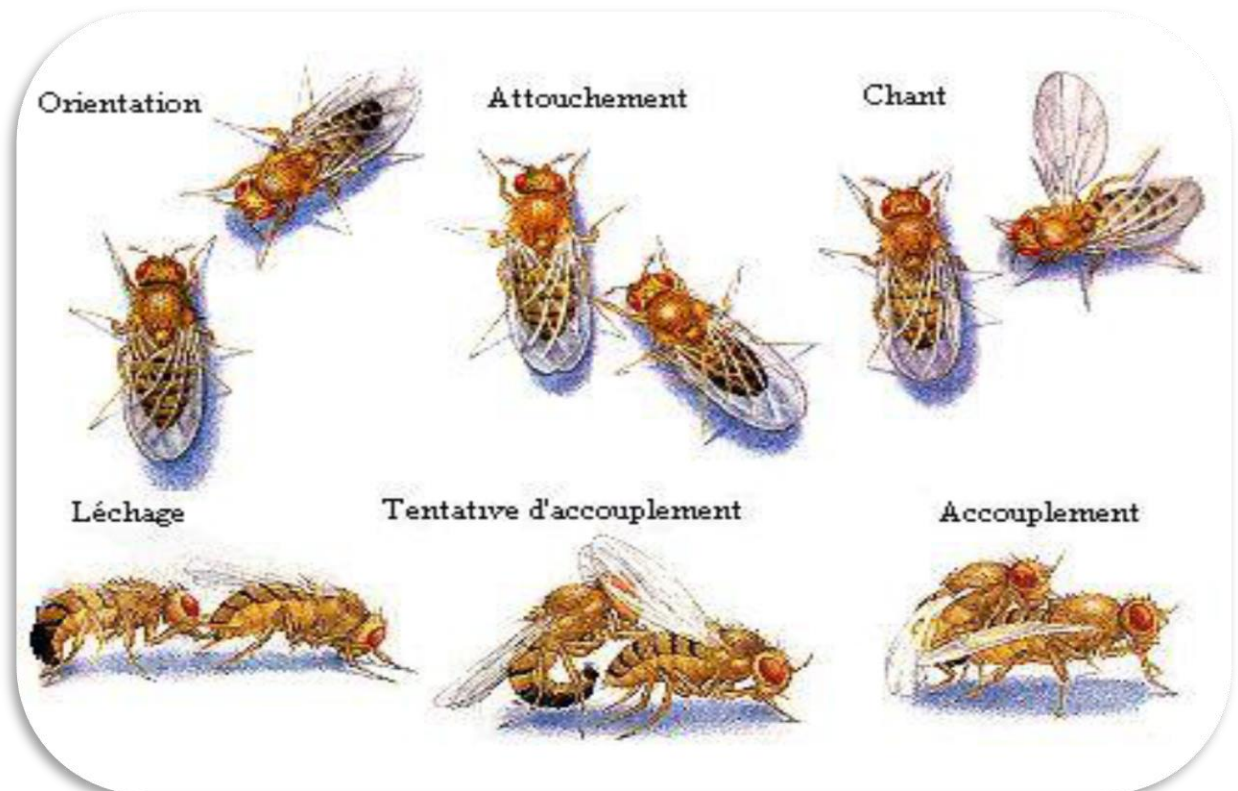


Figure 33. Présentation schématique qui illustrent les différentes séquences de la parade de *D. melanogaster* (Greenspan, 1995).

### 2.8.2. Test de comportement sexuel :

Pour déterminer l'effet indirect des l'extraits aqueux et éthanolique de *N. glauca* et de l'extrait aqueux d'*U. dioica*, nous avons établi des tests du comportement sexuel afin de mesurer l'effet de cette molécule sur la parade sexuelle des mouches. Pour cette étude, le traitement a été réalisé avec l'utilisation d'une concentration sub létale de *N. glauca* qui est 25 µg/ml pour l'extrait aqueux et 1µg/ml pour l'extrait éthanolique et de 10 µg/ml pour l'extrait aqueux d'*U. dioica*. Le traitement avec ces concentrations se fait sur des larves de troisième stade et quotidiennement on isole les adultes émergés. Dès l'émergence, les adultes survivants sont isolés (pendant 48 heures) jusqu'au moment des tests du comportement sexuel. On a étudié 20 couples de drosophiles pour chaque type de croisement, L'observation se fait pendant une demi-heure (30 min) du temps et le test commence dès l'introduction des mouches dans les tubes prévus pour ces tests. Durant ce temps les principaux comportements stéréotypés de parade des mâles sont analysés : la poursuite, le contact des mouches avec les premières paires de pattes, la vibration alaire, le léchage et la tentative d'accouplement et même l'accouplement.

## Matériel et Méthodes

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

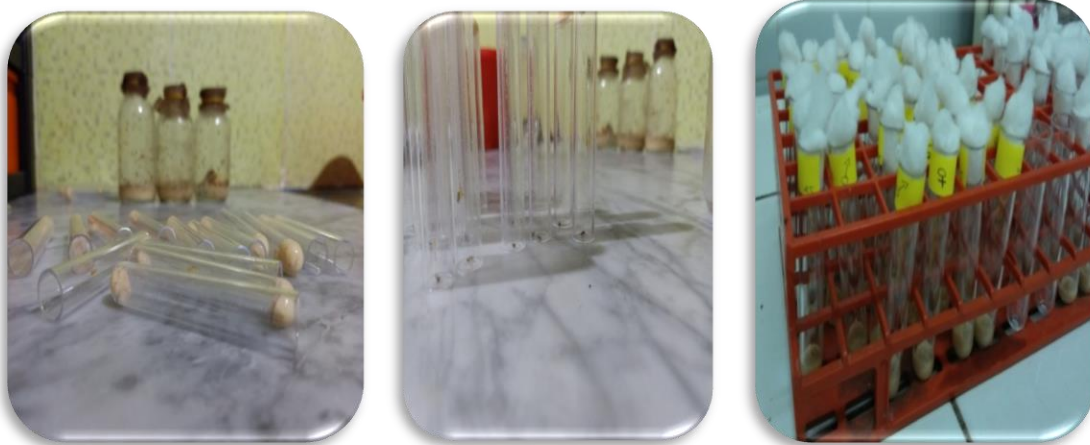


Figure 34. Séparation des adultes de *D. melanogaster* par sexe (Photo personnelle)

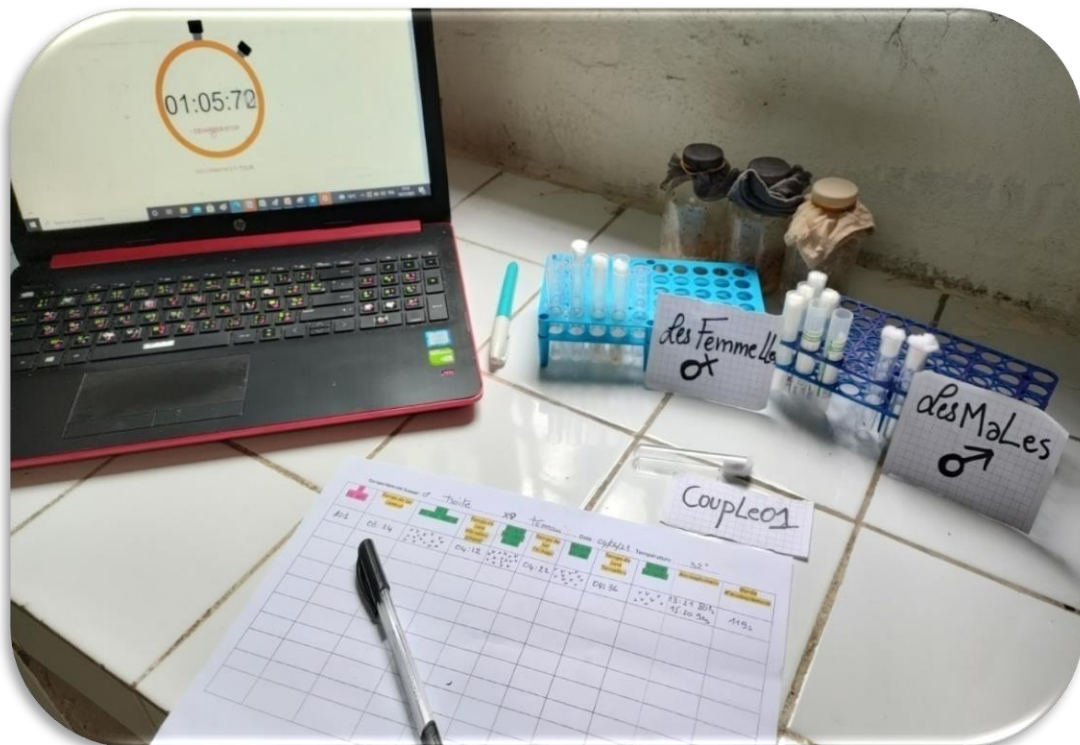


Figure 35. Déroulement du test du comportement sexuel (Photo personnelle)

### **2.9. Effet des extraits aqueux et éthanolique sur le choix d'oviposition chez les femelles :**

Dans le but de déterminer le choix de milieu de ponte des œufs par les femelle de *Drosophila*, dans lequel elle assure l'éclosion de ses œufs, nous avons a utilisé une méthode au niveau de notre laboratoire qui facilite l'étude de ce choix d'oviposition.

Les tests se font les mêmes conditions de l'élevage (température et l'humidité) dont la méthode consiste à mettre des couples dans des boîtes en plastique contenant deux milieux différents (milieu témoin qui est utilisé pour notre élevage de masse quotidien et milieu traité avec l'extrait aqueux et/ou éthanolique de *N. glauca* à 25 µg/ml et 1µg/ml, respectivement et avec l'extrait aqueux d'*U. dioica* à 20 µg/ml) (**Fig. 36**) Les adultes doivent être vierges et matures sexuellement (adultes séparés dès l'émergence). Après 72 heures, on récupère les deux milieux et on les observe l'aide d'une loupe les œufs pondus ainsi que le nombre des larves dans chaque milieu.



**Figure 36. Chambres d'oviposition (Photo personnelle)**

### **2.10. Analyse des données :**

#### **2.10.1. Test de mortalité:**

En ce qui concerne les résultats obtenus pour cette étude toxicologique, on a calculé les concentrations létales (CL50%, CL90%, CL84% et CL16%) pour l'insecticide utilisé selon les procédés mathématiques de Finney.

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

La même analyse statistique a été utilisée pour calculer les temps létaux de chaque concentration utilisée (TL50% , TL90%, TL84% et TL16% ) (de chaque produit utilisé). Le taux de mortalité observé pour chaque concentration est corrigé par la formule d'Abott, puis transformé d'après les tables de Bliss, ce qui nous permet de comparer les variances sur XLStat 2009. Ces taux sont aussi transformés en probits afin d'établir une droite de régression en fonction des logarithmes décimaux des temps d'exposition, un test Chi2 permettant un bon ajustement de la droite (**Finney, 1971**). A partir de cette droite, on peut alors calculer les temps létaux.

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

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

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

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

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

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

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

### **2.10.4. Test d'oviposition :**

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

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

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

***Résultats***

***3.1. Effet des extraits aqueux de  
Nicotiana glauca (Solanaceae)***

## 3. Résultats

### 3.1.1. Effet sur la mortalité des larves :

Les tableaux 4, 5, 6, 7 et 8 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 décoction de *N. glauca*.

**Effet de la concentration 10µg/ml :** Après correction des taux de la mortalité observée, nous avons enregistré des taux de mortalité allant de 5% au 10<sup>ème</sup> jour du traitement jusqu'à 95% après 15 jours de traitement avec la plus faible concentration 10µg/ml (**Tab.4**).

**Tableau 4 : Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 10µg/ml de *N. glauca***

Temps	2j	5j	10j	15j
R1	0%	0%	20%	95%
R2	0%	0%	25%	45%
R3	0%	0%	10%	50%
R4	0%	0%	5%	45%

**Effet de la concentration 25µg/ml :** Quand on traite les larves de L2 de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 25µg/ml les taux de mortalité enregistrés arrivent à 95% au 15<sup>ème</sup> jour de traitement (**Tab. 5**).

**Tableau 5 : Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 25 µg/ml de *N. glauca***

	2j	5j	10j	15j
R1	0%	0%	0%	45%
R2	0%	0%	0%	25%
R3	0%	0%	10%	20%
R4	0%	0%	0%	25%

**Effet de la concentration 50µg/ml :** Les taux de la mortalité obtenus par la concentration 50µg/ml sont de 5% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 100% après 15 jours. Avec des valeurs intermédiaires au 5<sup>ème</sup> et 10<sup>ème</sup> jour (**Tab. 6**).

**Tableau 6: Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 50 µg/ml de *N. glauca***

Temps	2j	5j	10j	15j
R1	5%	5%	35%	100%
R2	0%	0%	25%	100%
R3	0%	0%	55%	100%
R4	5%	5%	70%	100%

*Effet de la concentration 75µg/ml*: après 15 jours de traitement des L2 de *D. melanogaster*, la mortalité atteint un taux de 50% après 15 jours de traitement dont le minimum est de 5% pour le 10<sup>ème</sup> d'exposition (**Tab.7**).

**Tableau 7: Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 75 µg/ml de *N. glauca***

Temps	2J	5J	10J	15J
R1	0%	0%	15%	35%
R2	0%	0%	5%	35%
R3	0%	0%	0%	10%
R4	0%	0%	15%	50%

*Effet de la concentration 100µg/ml*: les taux de mortalité enregistrés avec la plus forte concentration 100µg/ml est 80% au 15<sup>ème</sup> jour dont le minimum est de 5% au 5<sup>ème</sup> jour de traitement (**Tab. 8**).

**Tableau 8: Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 100µg/ml de *N. glauca***

Temps	2J	5J	10J	15J
R1	0%	0%	40%	80%
R2	0%	0%	15%	55%
R3	0%	0%	10%	60%
R4	0%	5%	45%	40%

Les résultats montrent que les extraits aqueux de *N. glauca* agissent sur la durée de développement larvaire et sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée. Cinq concentrations utilisées présentent une faible activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours après le traitement) (**Tab.9**).

On arrive à tuer 100% de la population après 15 jours de traitement (**Tab.9**). Il existe des différences significatives entre les taux de mortalité enregistrée en fonction des

concentrations et des temps d'exposition ( $p$ : 0.011\*; 0.012\*; 0.05\*; 0.021\*; 0.016\*) (Tab.9).

**Tableau 9 : Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait aqueux de *N. glauca***

	10 µg/ml	25µg/ml	50µg/ml	75µg/ml	100µg/ml	F <sub>obs</sub>	<i>p</i>
2j	0,00%	0,00%	6,46%	0,00%	0,00%	-	-
5j	0,00%	0,00%	6,46%	0,00%	3,23%	19,00	<0,0001****
10j	14,48%	4,6%	42,73%	14,62%	30,63%	5,03	0,009**
15j	45,53%	32,2%	100%	33,99%	50,32%	2,34	0,10
F <sub>obs</sub>	5,81%	5,69	13,14	4,73	5,02		
<i>P</i>	0,011*	0,012*	0,05*	0,021*	0,016*		

### *Les paramètres toxicologiques:*

Les taux de mortalité des larves sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait aqueux utilisé (Tab. 10A). La concentration létale de 50% atteint 1,86 µg/ml à 10 jours et 1,94 µg/ml à 15 jours d'exposition (Tab. 10A). 90% des larves meurent avec la concentration de 891µg/ml au bout de 15 jours (Tab. 10A).

Pour les temps létaux, les résultats montrent qu'il existe une très forte corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des larves aux extraits de la plante (Tab. 10B). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 16,59 jours pour les faibles concentrations et de 12,88 jours pour la concentration la plus élevée. Le TL90% atteint 21,37 jours pour la plus forte concentration (Tab. 10B).

**Tableau 10: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux de *N. glauca* sur les larves L<sub>2</sub> de *D. melanogaster***

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

A									
Temps	Droite de régression	CL 50%	CL 90%	CL84%	CL16%	SLOPE	fc150%	lim.Inf	lim.Sup
2 jours	Y=-0,14+0,47X(R=0,13)	8,51×10 <sup>10</sup>	4,49×10 <sup>13</sup>	1,09×10 <sup>13</sup>	6,3×10 <sup>16</sup>	131,58	1,8	4,7×10 <sup>10</sup>	1,5×10 <sup>11</sup>
5 jours	Y=-2,3+2,21X(R=0,56)	2,13	7,94	5623,4	707,94	1320	2,54	0,83	5,41
10 jours	Y=3,07+0,58X(R=0,31)	1,86	275,42	5,03	40,08	1,37	1,04	1,780	1,900
15 jours	Y=4,86+0,48X(R=0,11)	1,94	891	213,79	0,01	152,10	2,00	0,970	3,720
B									
Concentrations	Droite de régression	TL 50%	TL 90%	TL84%	TL16%	SLOPE	fc150%	lim.Inf	lim.Sup
10 µg/ml	Y=2,79+6,34X(R=0,90)	16,59	26,3	23,98	16,59	1,42	1,040	15,95	17,25
25 µg/ml	Y=-2,29+5,24X(R=0,90)	24,54	42,65	31,62	15,84	1,41	1,040	23,59	25,52
50 µg/ml	Y=0,31+5,81X(R=0,83)	6,3	10,47	9,33	4,26	1,47	1,050	6,00	6,61
75 µg/ml	Y=-2,69+5,96X(R=0,90)	20,89	35,48	28,18	13,18	1,46	1,050	21,93	19,89
100 µg/ml	Y=-1,64+5,95X(R=0,99)	12,88	21,37	19,04	8,7	1,47	10,92	1,17	140,64

### 3.1.2. Effet de l'extrait aqueux sur la mortalité des adultes de *D. melanogaster*

Les tableaux 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20 montrent l'évolution des taux de mortalité chez les adultes (mâles ; femelles) de *D. melanogaster* en fonction du temps d'exposition en utilisant diverses concentrations de l'extrait aqueux de *N. glauca*.

**Effet de la concentration 10µg/ml chez les mâles :** Quand on traite les mâles de *D. melanogaster* avec la dose de 10µg/ml, nous avons enregistré un taux de mortalité de 100% au bout de 5<sup>ème</sup> jours de traitement dont le minimum est de 5% après le 2<sup>ème</sup> d'exposition (Tab. 11).

**Tableau 11: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 10 µg/ml de *N. glauca***

Temps	Mâle			
	2J	5J	10J	15J
R1	5%	15%	75%	100%
R2	10%	45%	100%	100%
R3	30%	90%	100%	100%
R4	30%	100%	100%	100%

**Effet de la concentration 10 µg/ml chez femelles :** Les taux de la mortalité obtenus par la concentration 10µg/ml chez les femelles sont de 30% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 100% après 15 jours (Tab. 12).

**Tableau 12: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 10 µg/ml de *N. glauca***

Temps	Femelle			
	2J	5J	10J	15J
R1	10%	40%	100%	100%
R2	20%	45%	100%	100%
R3	40%	90%	100%	100%
R4	20%	100%	100%	100%

*Effet de la concentration 25µg/ml chez les mâles* : Quand on traite les mâles de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 25 µg/ml, les taux de mortalité enregistrés sont de 25% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 70% après 15 jours du traitement (Tab. 13).

**Tableau 13: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 25 µg/ml de *N. glauca***

Temps	Mâle			
	2J	5J	10J	15J
R1	5%	10%	35%	40%
R2	10%	10%	25%	30%
R3	20%	35%	65%	65%
R4	25%	40%	55%	70%

*Effet de la concentration 25 µg/ml chez les femelles* : Comme pour les mâles on traite les femelles de *D. melanogaster* avec la dose à 25 µg/ml, les taux de mortalité enregistrés arrivent à 100% au 10<sup>ème</sup> jour dont le minimum est de 10<sup>ème</sup> au 2<sup>ème</sup> jour du traitement (Tab. 14).

**Tableau 14: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 25µg/ml de *N. glauca***

Temps	Femelle			
	2J	5J	10J	15J
R1	10%	40%	100%	100%
R2	15%	60%	100%	100%
R3	15%	35%	100%	100%
R4	20%	70%	100%	100%

*Effet de la concentration 50µg/ml chez les mâles* : La concentration 50µg/ml provoque une mortalité importante de 100% chez les mâles au bout de 10<sup>ème</sup> d'exposition dont le minimum est de 10% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement (Tab.15).

**Tableau 15: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 50µg/ml de *N. glauca***

Temps	Mâle			
	2J	5J	10J	15J
R1	10%	60%	100%	100%
R2	30%	90%	100%	100%
R3	35%	100%	100%	100%
R4	50%	95%	100%	100%

*Effet de la concentration 50 µg/ml chez les femelles* : De même la concentration 50 µg/ml provoque des taux de la mortalité remarquable chez les femelles de *D. melanogaster* sont de 25% au 2<sup>ème</sup> jour et arrivent jusqu'à 70% après 15 jours du traitement (Tab.16).

**Tableau 16: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 50 µg/ml de *N. glauca***

Temps	Femelle			
	2J	5J	10J	15J
R1	0%	10%	35%	75%
R2	15%	35%	55%	70%
R3	25%	40%	70%	80%
R4	10%	30%	55%	85%

*Effet de la concentration 75 µg/ml chez les mâles* : Après correction des taux de la mortalité observée, nous avons enregistré des taux de mortalité allant de 5% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement jusqu'à 100% après 10 jours de traitement chez les mâles de *D. melanogaster* (Tab. 17).

**Tableau 17: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 75 µg/ml de *N. glauca***

Temps	Mâle			
	2J	5J	10J	15J
R1	5%	20%	100%	100%
R2	20%	90%	100%	100%
R3	40%	60%	100%	100%
R4	50%	80%	100%	100%

*Effet de la concentration 75µg/ml chez les femelles* : après le traitement des femelles avec la concentration 75µg/ml, nous avons enregistré des taux de mortalité allant de 10% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement jusqu'à 80% après 10 jours du traitement de *D. melanogaster* (Tab. 18).

**Tableau 18: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 75 µg/ml de *N. glauca***

Temps	Femelle			
	2J	5J	10J	15J
R1	0%	20%	55%	70%
R2	0%	0%	50%	60%
R3	10%	15%	60%	75%
R4	25%	55%	75%	80%

*Effet de la concentration 100µg/ml chez les mâles* : Le taux de mortalité chez les mâles de *D. melanogaster* obtenu avec la concentration 100 µg/ml est de 60 % le deuxième jour du traitement et augmente jusqu'à 100 % après 10 jours d'exposition (**Tab. 19**).

**Tableau 19: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 100 µg/ml de *N. glauca***

Temps	Mâle			
	2J	5J	10J	15J
R1	10%	30%	100%	100%
R2	25%	80%	100%	100%
R3	45%	100%	100%	100%
R4	60%	100%	100%	100%

*Effet de la concentration 100 µg/ml chez les femelles*: La concentration 100µg/ml provoque une mortalité importante de 95% chez les femelles au bout de 15<sup>ème</sup> jours d'exposition dont le minimum est de 5% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement (**Tab. 20**).

**Tableau 20: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 100 µg/ml de *N. glauca***

Temps	Femelle			
	2J	5J	10J	15J
R1	0%	40%	50%	95%
R2	5%	30%	55%	70%
R3	5%	35%	90%	95%
R4	5%	25%	65%	80%

Les résultats montrent que l'extrait aqueux de *N. glauca* agisse sur la mortalité des adultes (mâles, femelles) en fonction de la concentration appliquée, La concentration 25 µg/ml présente une mortalité de 100% chez les femelles après 10 jours du traitement (**Tab. 21**) et une mortalité de 45,7% chez les mâles après 15 jours d'exposition. Ce qui explique que les

faible concentrations présentent une mortalité plus importante essentiellement chez les femelles ( $F_{obs}= 1,37$  ;  $p = 0,29$ ) que les mâles ( $F_{obs}= 26,37$  ;  $p=0,001^{**}$ ) (**Tab. 21**).

Par contre les concentrations les plus élevées (50 µg/ml, 75 µg/ml, 100 µg/ml) présentent une mortalité de 100% chez les mâles ( $F_{obs}=10,78$  ;  $p =0,004^{**}$ ) au bout de 10 jours du traitement plus importante que chez les femelles ( $F_{obs}=1,48$  ;  $p =0,26$ ) avec une mortalité de 57,74% (**Tab. 21**).

**Tableau 21: Taux de mortalité des adultes (mâles ; femelles) provoquée par les différentes concentrations de *N. glauca***

Mâle	10 µg/ml	25µg/ml	50µg/ml	75µg/ml	100µg/ml	$F_{obs}$	$p$
2j	24,44%	14,48%	33,22%	20,68%	35,33%	3,8	0,64
5j	59,12%	28,09%	74,85%	53,08%	74,16%	1,66	0,21
10j	90%	41,96%	100%	100 %	100%	62,8	<0,0001***
15j	100%	45,7%	-	-	-	47,69	<0,0001***
$F_{obs}$	1,37	1,37	2,69	4,72	10,78		
$P$	0,007**	0,29	0,12	0,04*	0,004**		
Femelle	10 µg/ml	25µg/ml	50µg/ml	75µg/ml	100µg/ml	$F_{obs}$	$P$
2j	27,7%	22,64 %	17,80%	12,10 %	3,75 %	3,60	0,03*
5j	63,23%	45,76 %	31,78%	24,30%	32,5%	3,37	0,037*
10j	100%	100%	46,48%	48,41%	65%	6,21	0,004**
15j	-	-	60,29%	57,74%	77,5%	4,110	0,019*
$F_{obs}$	9,963	16,37	0,39	1,48	2,303		
$P$	0,005**	0,001**	0,76	0,26	0,129		

### Les paramètres toxicologiques :

Les taux de mortalité des mâles sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 22A**). La concentration létale de 50% atteint 7,41 µg/ml au 10 ème jour (**Tab. 22A**). 90% des mâles meurent avec la concentration de 1,28 µg/ml au bout de 15 jours d'exposition. (**Tab. 22A**).

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 mâles aux extraits de la plante (**Tab. 22B**). Nos résultats indiquent que le TL50% chez les mâles est de 3,16 jours pour la faible concentration et de 2,63 jours pour la concentration la plus élevée (100 µg/ml). Le TL90% atteint 1.28 pour la plus forte concentration (**Tab. 22B**)

**Tableau 22: Paramètres toxicologiques d'extraits aqueux de *N. glauca* sur les mâles de *D. melanogaster*.**

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

<b>A</b>									
Temps	Droite de régression	CL 50%	CL 90%	CL 84%	CL16%	SLOPE	fcl50%	lim,Inf	lim,Sup
2 jours	Y=3,29+1,25X( <b>R=0,62</b> )	22,9	245,47	117,48	3,69	5,66	1,25	18,32	28,62
5 jours	Y=3,29+1,25X ( <b>R=0,62</b> )	22,9	245,47	144,54	3,69	6,25	1,26	18,32	28,625
10 jours	Y=2,025+3,41X ( <b>R=0,7</b> )	7,41	2,29	14,45	3,16	2,14	1,1	6,73	8,151
15 jours	Y=6,15+1,14X ( <b>R=0,27</b> )	0,1	1,28	0,72	0,06	4,43	1,21	0,08	0,121
<b>B</b>									
Concentrations	Droite de régression	TL50%	TL90%	TL84%	TL16%	SLOPE	fTL50%	lim,Inf	lim,Sup
10 µg/ml	Y=2,05+5,85X ( <b>R=0,95</b> )	3,16	5,01	4,67	2,13	1,48	0,77	4,1	2,43
25 µg/ml	Y=3,45+1,52X ( <b>R=0,87</b> )	14,45	147,91	46,77	2,29	4,77	1,22	0,08	17,62
50 µg/ml	Y=2,14+7,14X ( <b>R=0,88</b> )	2,63	4,36	3,38	1,81	1,37	1,04	2,52	2,73
75 µg/ml	Y=2,21+5,90X ( <b>R=0,91</b> )	2,95	4,78	4,36	1,99	1,48	1,05	2,8	3,09
100 µg/ml	Y=2,56+5,69X ( <b>R=0,94</b> )	2,63	1,28	3,98	1,77	1,49	1,05	2,5	2,76

De même les taux de mortalité des femelles sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 23A**). La concentration létale de 50% atteint 107,15 µg/ml au 10<sup>ème</sup> jour d'exposition (**Tab. 23A**). 90% des femelles meurent avec la concentration 56.23µg/ml après 15 jours du traitement (**Tab. 23A**).

Les résultats montrent aussi qu'il existe une forte corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des femelles avec *N. glauca* (**Tab. 23B**). Nos résultats indiquent que le TL50% de 2,95 jours pour les faibles concentrations et de 7,76 jours pour la concentration la plus élevée (100 µg/ml). Le TL90% atteint 21.37 jours pour la plus forte concentration (**Tab. 23B**)

**Tableau 23: Paramètres toxicologiques d'extraits aqueux de *N. glauca* sur les femelles de *D. melanogaster*.**

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

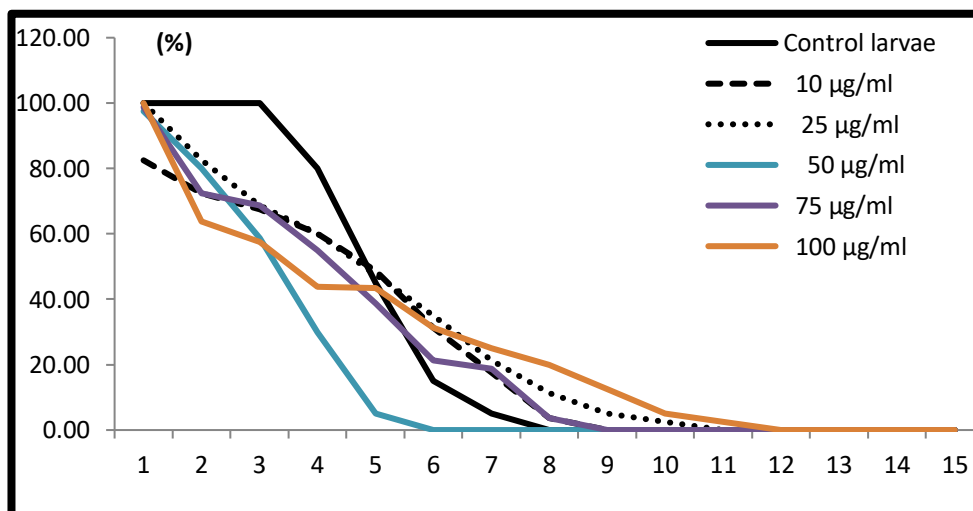
A									
Femelle	Droite de régression	CL <sub>50%</sub>	CL <sub>90%</sub>	CL <sub>84%</sub>	CL <sub>16%</sub>	SLOPE	fTI <sub>50%</sub>	lim,Inf	lim,Sup
2 jours	Y=5,58-1,12X (R=0,97)	2,95	0,23	0,43	25,7	0,125	0,76	3,88	2,24
5 jours	Y=6,58-1,15X (R=0,92)	23,44	1,81	3,23	173,78	0,13	0,76	30,84	17,81
10 jours	Y=12,90+3,89X (R=0,85)	107,15	50,11	58,88	190,54	8,06	1,31	81,790	140,360
15 jours	Y=12,80-3,72X (R=0,89)	123	56,23	67,6	229,08	0,54	0,92	133,600	113,160

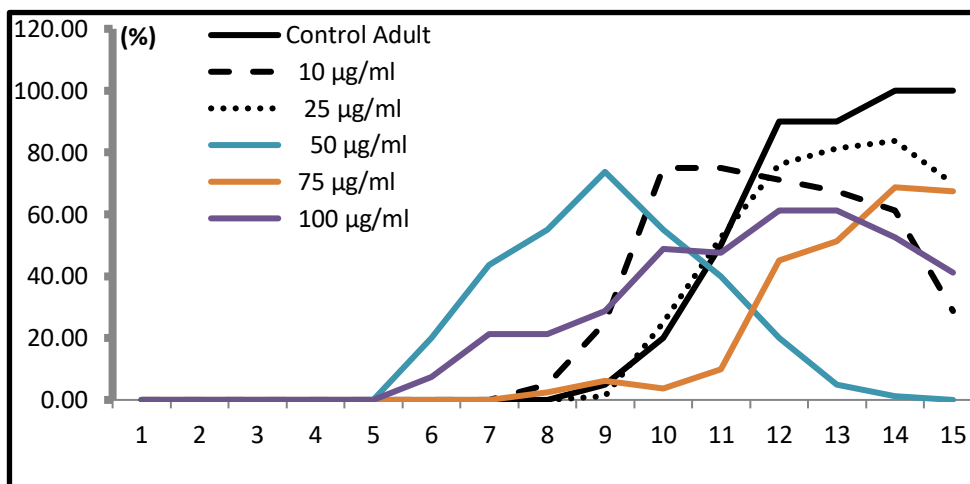
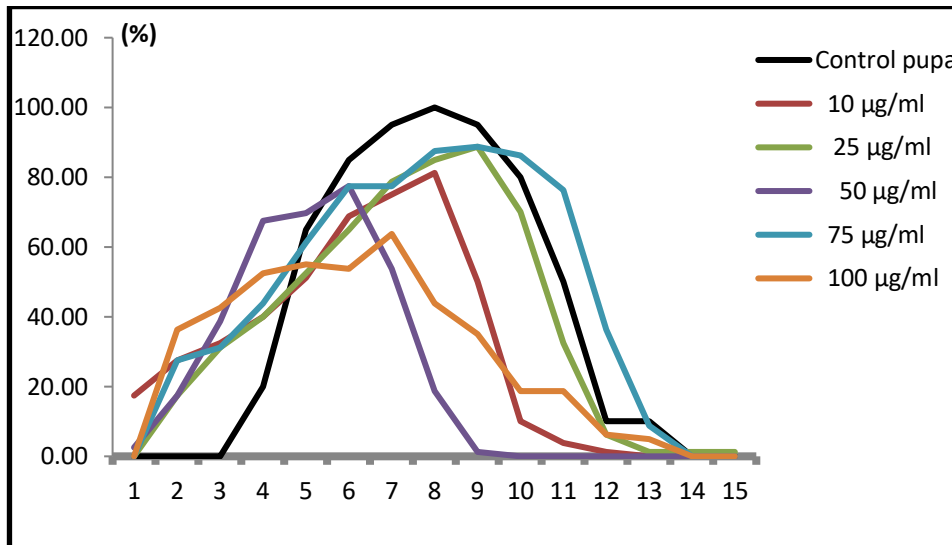
  

B									
Femelle	Droite de régression	TL <sub>50%</sub>	TL <sub>90%</sub>	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	fTI <sub>50%</sub>	lim,Inf	lim,Sup
10 µg/ml	Y=2,00+6,20X (R=0,94)	3,01	4,89	4,36	2,08	1,45	1,040	2,89	3,13
25 µg/ml	Y=1,52+6,56X (R=0,92)	3,38	5,24	4,78	2,34	1,43	11,140	0,30	37,65
50 µg/ml	Y=3,13+2,03X (R=0,98)	8,31	35,48	25,11	2,63	3,09	1,150	7,22	9,55
75 µg/ml	Y=3,28+1,85X (R=0,95)	8,31	41,68	28,84	2,39	3,47	1,170	7,10	9,72
100 µg/ml	Y=2,4+2,91X (R=0,99)	7,76	21,37	16,98	3,46	2,17	11,050	0,70	85,75

### 3.1.3. Effet de l'extrait aqueux sur le développement de *D. melanogaster*:

*N. glauca* 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. Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 70% de la population traitée avec les extraits aqueux de *N. glauca* atteint le stade adulte (Fig. 35).





**Figure 35. Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* 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 des larves de *D. melanogaster*

#### *A-Chez les larves témoins :*

##### ➤ *Le premier choix de la larve*

Durant les premières minutes du test, nous avons remarqué que 44% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 56% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité (**Tab. 24**).

En ce qui concerne l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture testés, nous avons observé que 98% des larves témoins sont attirées et 2% d'entre elles

ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. Pour le choix entre les deux milieux traités, 100% des larves font leurs choix et 0% des larves ne sont pas attirées. (**Tab. 24**).

**Tableau 24: Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *N. glauca***

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
<b>Milieu Témoin</b>	98%	44%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	56%	100%
<b>Aucun choix</b>	2%	0%	0%

[Tm : Témoin ; *N.g* : *Nicotiana glauca*]

➤ **Choix des larves témoins après 30 minutes d'observation**

Après 30 minutes d'observation, nous avons remarqué que 18% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 54% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 44% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 25**).

Concernant l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 54% des larves témoins sont attirées et 44% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. Pour le choix entre les deux milieux traités, 38% des larves font leurs choix et seulement 12% des larves ne sont pas attirées (**Tab. 25**).

**Tableau 25: Choix après 30 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *N. glauca***

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
<b>Milieu Témoin</b>	54%	18%	-
<b>Milieu Traité</b>	-	54%	38%
<b>Aucun choix</b>	44%	44%	12%

[Tm : Témoin ; *N.g* : *Nicotiana glauca*]

➤ **Choix des larves témoins après 60 minutes d'observation**

Après 60 minutes d'observation, nous avons enregistré que 14% des larves témoins ont choisis le milieu témoin et par contre 56% des larves ont choisis le milieu traité cependant, 30% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 26**).

En ce qui concerne l'observation du choix à 60 minutes, 52% des larves témoins préfèrent le milieu témoin tandis que 48% des larves témoins ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab. 26**).

Concernant le choix entre les deux milieux traités avec l'extrait de *N. glauca*, 28% des larves témoins de *D. melanogaster* font leurs choix pour le milieu de culture testé et uniquement 72% des larves témoins ne font pas leur choix lors de ce test (**Tab. 26**).

**Tableau 26 : Choix après 60 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *N. glauca***

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	52%	14%	-
Milieu Traité	-	56%	28%
Aucun choix	48%	30%	72%

➤ [Tm : Témoin ; *N.g* : *Nicotiana glauca*]

➤ **Temps de détection**

À la présence de deux odeurs différentes (témoin vs traitée), les larves témoins se déplacent plus rapidement vers le milieu témoin avec  $267,540 \pm 49,365$  secondes en minimum de 0 et en maximum de 1439,000 secondes et plus lentement vers le milieu traité avec l'extrait aqueux de *N. glauca* moyenne de  $344,960 \pm 51,715$  secondes avec un minimum de 0 et un maximum de 1353,000 ( $F_{\text{obs}} = 1,096$  ;  $p = 0,751$ ) (**Tab. 27**).

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  $237,900 \pm 49,408$  secondes en moyenne ( $F_{\text{obs}} = 1,762$  ;  $p = 0,751$ ). Cependant, elles mettent plus de  $304,600 \pm 59,263$  secondes pour détecter l'odeur provenant du milieu traité ( $F_{\text{obs}} = 1,678$  ;  $p = 0,073^*$ ) (**Tab. 27**).

**Tableau 27: Temps de détection (secondes) des larves témoins en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux de *N. glauca* ].**

Milieu	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs.</sub>	p
Témoin X Traité	Milieu témoin	22	267,540±49,365	0,000	1439,000	122055,967	1,096	0,751
	Milieu traité	28	344,960±51,715	0,000	1353,000	133719,672		
Témoin X Témoin	A	20	237,900±49,408	0,000	1572,000	122055,968	1,762	0,751
	B	29	436,120±51,715	0,000	1730,000	133719,672		
Traité X Traité	A	26	304,600±59,263	0,000	1593,000	175605,184	1,678	0,073*
	B	24	222,940±45,748	0,000	1532,000	104643,976		

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

➤ *Le temps passé dans chaque milieu*

On enregistre que les larves témoins passent  $291,280 \pm 65,733$  secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins en minimum de 0 et un maximum de 1547 secondes. Alors que ces asticots mettent  $704,280 \pm 92,245$  secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 0 et un maximum de 2468 secondes à la présence des deux odeurs différents ( $F_{obs}=1,969$ ;  $p=0,019$ ) (**Tab. 28**).

Alors que les larves témoins passent plus de  $436,120 \pm 77,085$  secondes dans le milieu témoin ( $F_{obs}=1,666$ ;  $p=0,077^*$ ), et plus de  $310,980 \pm 59,273$  secondes dans le milieu traité par l'extrait aqueux de *N. glauca* lorsque ces dernières sont exposées aux deux sources odorantes similaires traité et traité (**Tab. 28**).

**Tableau 28 : Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves témoins**

Milieu	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs.</sub>	p
Témoin X	Milieu	22	291,280±65,733	0,000	1547,000	216041,920	1,969	0,019*
	témoin							
Traité	Milieu	28	704,280±92,245	0,000	2468,000	425459,104	1,666	0,077*
	traité							
Témoin X	A	20	237,900±59,717	0,000	1572,000	178306,459	1,666	0,077*
Témoin	B	29	436,120±77,085	0,000	1730,000	297103,659		
Traité X	A	26	310,980±59,273	0,000	1698,000	175666,551	1,234	0,465
Traité	B	24	394,440±65,843	0,000	1687,000	216763,109		

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

### ➤ Le choix de la pupation

En ce qui concerne l'observation de la pupation des larves au niveau des arènes après les tests de comportement alimentaire, nous avons marqué que 10% des larves témoins font leurs choix pour la pupation dans le milieu témoin et 28% dans le milieu traité, par contre 62% de ces derniers ne font pas leur choix en présence du milieu témoin et traité en même temps (**Tab. 29**).

48% des larves témoins ont marqué la présence de leur pupes sur les papiers imbibés des milieux de culture témoins et 52% d'entre elles ne font pas leur choix quand les deux milieux sont témoins. Pour la pupation dans les boîtes contenant deux milieux traités, 28% des larves témoins font leurs choix pour la pupation dans le milieu de culture testé comme on note l'absence de 62% de pupes après ces tests (**Tab. 29**).

**Tableau 29: Pupation des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *N. glauca***

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x N.g	N.g x N.g
Milieu Témoin	48%	16%	/
Milieu Traité	/	12%	16%
Aucun choix	52%	72%	84%

[Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

## B- Chez les larves traitées avec l'extrait aqueux de *N. glauca*

### ➤ Le premier choix de la larve

Comme un premier choix, nous avons remarqué que 52% des larves traitées avec l'extrait aqueux de *N. glauca* attirées par l'odeur du milieu témoin durant les premières minutes du test et 42% des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 6% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 30**).

En ce qui concerne l'observation de l'attraction des larves traitées par les milieux témoins, 90% des larves traitées sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et 10% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab. 30**). Pour le choix entre deux milieux traités, 98% des larves font leurs choix et sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 2% des larves ne sont pas attirées (**Tab. 30**).

**Tableau 30: Le premier choix d'attractivité des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testés par l'extrait aqueux de *N. glauca***

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	90%	52%	-
Milieu Traité	-	42%	98%
Aucun choix	10%	6%	2%

[Tm : Témoin ; *N.g*:*Nicotiana glauca*]

### ➤ Choix des larves traitées après 30 minutes d'observation

Quant aux larves traitées avec l'extrait *N. glauca*, nous avons observé que seulement 24% des larves sont attirées par l'odeur du milieu témoin durant les 30 premières minutes du test et 32% des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 44% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 31**).

En ce qui concerne l'observation de l'attraction des larves traitées par les milieux témoins, 46% des larves traitées sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et 54% d'entre elles ne font pas leur choix. Pour le choix entre deux milieux traités, 50% des larves font leurs choix et sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 50% des larves ne sont pas attirées (**Tab. 31**).

**Tableau 31: Choix après 30 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *N. glauca***

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	46%	24%	-
Milieu Traité	-	32%	50%
Aucun choix	54%	44%	50%

[Tm : Témoin ; *N.g* : *Nicotiana glauca*]

➤ **Choix des larves traitées après 60 minutes d'observation**

Pour les larves traitées et au bout d'une heure d'observation, 36% d'entre elles choisissent le milieu témoin et 30% ont choisis le milieu traité, par contre 34% de ces derniers ne font pas leur choix (Tab. 32). En ce qui concerne le choix des larves traitées pour les deux odeurs témoins, nous avons observé que 38% des larves font un choix et seulement 62% d'entre elles ne font pas leur choix. Pour le choix entre les deux milieux traités avec *N. glauca*, nous avons enregistré que 52% des larves témoins font leurs choix par contre 48% de ces larves ne font pas leur choix (Tab. 32).

**Tableau 32: Choix après 60 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *N. glauca***

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	38%	36%	-
Milieu Traité	-	30%	52%
Aucun choix	62%	34%	48%

[Tm : Témoin ; *N.g* : *Nicotiana glauca*]

➤ **Le temps de détections**

En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne 409,760 ± 64,809 et 432,180 ± 77,196 secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à l'extrait aqueux de *N. glauca* ( $F_{obs}=1,419$ ;  $p=0,224$  non significative (Tab. 33).

En outre, elles mettent entre moins de 651,471 ± 89,096 secondes pour localiser l'odeur témoin ( $F_{obs}=1,103$ ;  $p=0,734$ ), et 280,760 ± 54,406 secondes pour l'odeur traitée ( $F_{obs}=1,084$ ;  $p=0,779$ ), lorsqu'on utilise deux milieux similaires dans l'acène du test (Tab. 33).

**Tableau 33: Temps de détection (secondes) des larves traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux de *N. glauca* ].**

Milieu	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	p
Témoin	Milieu	26	409,760±64,809	0,000	1597,000	210009,737	1,419	0,224
	X témoin							
Traité	Milieu	21	432,180±77,196	0,000	1713,000	297959,130		
	traité							
Témoin	A	19	238,340±53,939	0,000	1708,000	145468,596	1,103	0,734
	X B	26	651,471±89,096	0,000	1685,000	160396,145		
Témoin	A	26	280,760±54,406	0,000	1556,000	147998,717	1,084	0,779
	X B	23	323,240±56,639	0,000	1685,000	160396,145		
Traité								

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

### ➤ Le temps passé dans chaque milieu

Pour le temps passé dans le milieu qui contient des papiers témoin et d'autre imbibés dans l'extrait aqueux de *N. glauca* , Les larves traitées passent  $359,200 \pm 74,770$  secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 0 et un maximum de 1710 secondes. Ces dernières mettent  $373,720 \pm 76,905$  secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 0 et un maximum de 1736 secondes en présence des deux odeurs différents (F<sub>obs</sub>=1,058; p=0,845) (**Tab. 34**).

Tandis qu'elles passent plus de  $479,660 \pm 71,565$  secondes dans le milieu témoin (F<sub>obs</sub>=1,033; p=0,910), et plus de  $344,660 \pm 65,372$  secondes dans le milieu traité par l'extrait aqueux de *N. glauca* lorsque ces dernières sont exposées aux deux sources odorantes différentes (F<sub>obs</sub>=1,090; p=0,763) (**Tab. 34**).

**Tableau 34: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves traitées par l'extrait aqueux de *N. glauca***

Milieux	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Variance	F <sub>obs</sub>	p
Témoin X Traité	Milieu témoin	26	359,200±74,770	0,000	1710,000	279528,245	1,058	0,845
	Milieu traité	21	373,720±76,905	0,000	1736,000	295718,287		
Témoin X Témoin	A	19	275,280±70,414	0,000	1700,000	247903,634	1,033	0,910
	B	26	479,660±71,565	0,000	1683,000	256080,270		
Traité X Traité	A	26	344,660±65,372	0,000	1501,000	213678,066	1,090	0,763
	B	23	354,240±68,263	0,000	1735,000	232989,696		

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

### ➤ Le choix du pupation

L'observation de la chrysalide des larves traitées après les tests a montré que 28% des larves font leurs choix pour le milieu témoin, et uniquement 24% pour le milieu traité et par contre 48% de ces derniers ne font pas leur choix lorsque les deux milieux sont présents dans la boîte de test (**Tab. 35**).

En ce qui concerne l'observation de la pupation des larves traitées au niveau des arènes contenant deux milieux témoins, ont marqué la présence de 36% de pupe sur les milieux témoins et 24% ne font aucun choix. Pour les tests de deux milieux traités, 26% des larves traitées font leurs choix pour la pupation dans le milieu de culture testée 74% ne choisissent pas ce milieu (**Tab. 35**).

**Tableau 35: Pupation des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux de *N. glauca* .**

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	36%	28%	-
Milieu Traité	-	24%	26%
Aucun choix	64%	48%	74%

[Tm : Témoin ; *N.g*: *Nicotiana glauca*]

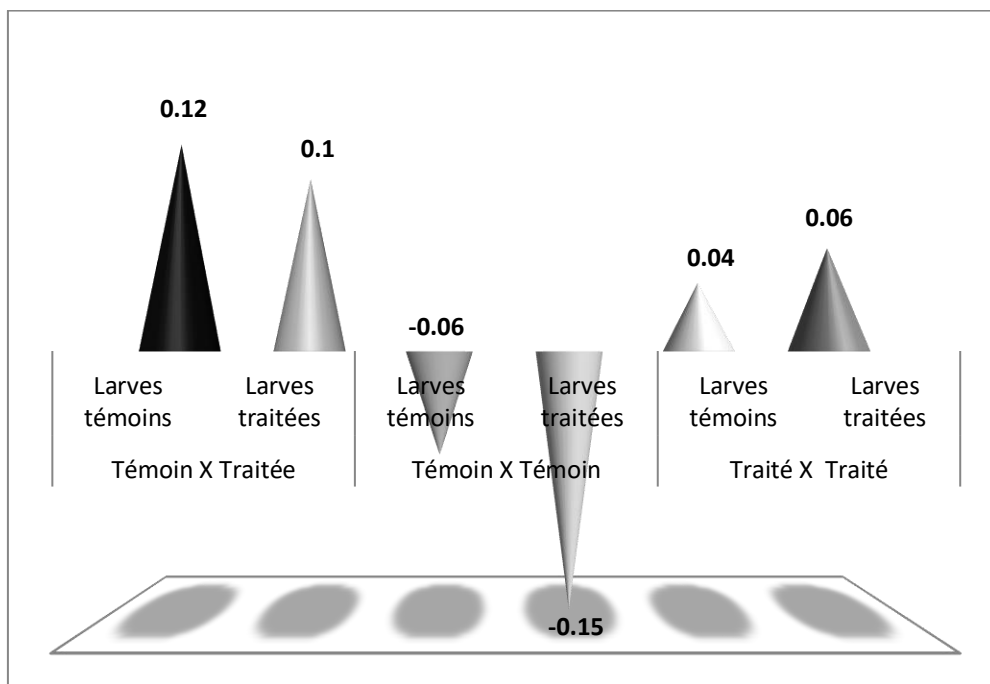
### **C-Indice d'attraction :**

Le calcul de l'indice d'attraction (IA) confirme les résultats obtenus dans le tableau précédant et montre des valeurs positives qui indique que les larves (soit témoins ou traitées) présentent un effet attractif envers l'odeur du milieu traité par l'extrait aqueux de *N. glauca* (**Tab.36**) alors que les valeurs négatives montrent un effet répulsif pour les larves témoins et les larves traitées (**Tab. 36**).

**Tableau 36: Indice d'attraction des larves traitées et témoins envers l'extrait aqueux de *N. glauca* .**

Témoin X Traitée		Témoin X Témoin		Traité X Traité	
Larves témoins	Larves traitées	Larves témoins	Larves traitées	Larves témoins	Larves traitées
+0,12	+0,10	-0,06	-0,15	+0,04	+0,06

[IA : *Indice d'attraction*]



**Figure 36. Représentation graphique de l'indice d'attraction (IA) des larves de *D. melanogaster* (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait aqueux des feuilles de *N. glauca* .**

### 3.1.5. Effet sur le comportement sexuel :

#### a-Effet sur le taux des réussites d'accouplement

Les résultats montrent que l'extrait aqueux de *N. glauca* administré à une concentration sublétales de 25µg/ml, supprime l'accouplement chez la mouche et ce, quelle que soit le sexe traité au sein d'un couple (dyade) (**Tab. 37**). Le taux de réussite d'accouplement est de 100 % chez les témoins alors qu'il atteint 5% lorsque les couples sont traités (composés de mâles et de femelles traités) avec la plante (**Tab. 37**). 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 (**Tab. 37**)

**Tableau 37: Effets de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de *D. melanogaster***

	% accouplement		
	réussi	Avorté	Nul
♂Tm × ♀Tm	100	0	0
♂Tm × ♀N.g	60	30	10
♂N.g × ♀Tm	30	40	30
♂N.g × ♀N.g	15	60	15

[Tm : Témoin ; N.g : *N. glauca* ]

## b-Effet sur les séquences comportementales:

### ➤ Effet sur le temps du 1<sup>er</sup> contact

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins, le temps du premier contact est d'une moyenne de  $198,1 \pm 52,96$  secondes, avec un minimum de 1 secondes et un maximum de 792 secondes. Alors que chez les couples traités, le temps moyen du premier contact est de  $373,35 \pm 87,19$  secondes dont le minimum est zéro et le maximum est de 1501 secondes (**Tab. 38**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles établissent le premier contact avec ses pattes antérieures dans zéro à 904,000 secondes, avec une moyenne de  $262,700 \pm 50,350$  secondes (**Tab. 38**). Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de  $240,150 \pm 68,060$  secondes avec un minimum de zéro secondes et un maximum de 1211,000 secondes (**Tab. 38**). La comparaison des variances montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les temps enregistrés ( $F_{obs}=1.92$  ;  $p : 0.13$ ) (**Tab. 38**).

**Tableau 38: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml) sur le temps du 1<sup>er</sup> contact**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	198,1 ±52,906	262,700±50,350	240,150±68,060	373,350±87,190		
<b>Var</b>	56106,300	50718,430	92645,290	152060,970	<b>1,92</b>	<b>0,13</b>
<b>Min</b>	1,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	792,000	904,000	1211,000	1501,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

### ➤ Effet sur le nombre des attouchements

Chez les couples témoins, le nombre moyen des attouchements est de  $24,650 \pm 2,250$  contact, avec un minimum d'un attouchement et un maximum de 3,000 attouchements (**Tab. 39**). Pour les couples traités le nombre moyen des attouchements est de  $7,300 \pm 0,710$  attouchements dont le minimum est zéro et le maximum est de 12,000 attouchements (**Tab. 39**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons noté que le nombre moyen des attouchements est de  $18,250 \pm 1,960$  attouchement, avec un minimum d'un attouchement et un maximum est de 37,000 attouchements (**Tab. 39**). Les couples des mâles traités et des femelles témoins font 72,000 attouchements avec une moyenne de  $6,750 \pm 4,050$  (**Tab. 39**). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences hautement

significatives entre le nombre d'attouchements enregistré chez les 4 types de croisement ( $F_{\text{obs}}=4.76$  ;  $p = 0.004^{**}$ ) (Tab. 39).

**Tableau 39: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml) sur le nombre des contacts**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	$F_{\text{obs}}$	$p$
<b>Moy ±SEM</b>	24,650±2,250	18,250±1,960	6,750±4,050	7,300±0,710		
<b>Var</b>	102,020	76,930	329,560	10,116	<b>4,76</b>	<b>0,004<sup>**</sup></b>
<b>Min</b>	3,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	48,000	37,000	72,000	12,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*].

### ➤ 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  $278,400 \pm 64,055$  secondes (Tab. 40). Nous avons notés une diminution du temps de la première vibration lorsque les couples sont traités, qui mettent en moyenne  $470,400 \pm 91,566$  secondes dont le minimum est de 0,000 secondes et le maximum est de 1502,000 secondes (Tab. 40). Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles prennent de  $324,750 \pm 53,516$  secondes pour établir cette étape (Tab. 40). Les couples lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins où nous avons enregistré un temps moyen de  $289,850 \pm 80,031$  secondes, avec un minimum de zéro et un maximum de 1364,000 secondes (Tab. 40). L'étude statistique indique l'absence des différences significatives entre les différents temps de vibrations enregistrés ( $F=1.223$  ;  $p : 0.307$ ) (Tab. 40).

**Tableau 40: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml) sur le temps de la première vibration**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	$F_{\text{obs}}$	$p$
<b>Moy ±SEM</b>	278,400±64,055	324,750±53,516	289,805±80,031	470,400±91,566		
<b>Var</b>	82061,832	57279,461	128100,350	167685,410	<b>1,22</b>	<b>0,307</b>
<b>Min</b>	10,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	860,000	911,000	1364,000	1502,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*].

### ➤ Effet sur le nombre de la 1<sup>ère</sup> vibration

Chez les couples témoins, nous avons trouvé que le nombre de vibration est d'une moyenne de  $31,150 \pm 2,744$  vibration, alors qu'il est de  $5,850 \pm 0,812$  vibrations chez les couples

traitées (**Tab. 41**). Les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées le nombre de vibration atteint 40,000 vibrations (**Tab. 41**).

Contrairement lorsque les mâles sont traitées et les femelles sont témoins le nombre de vibration est plus faible que chez les couples témoins avec une moyenne de  $10,000 \pm 1,530$  vibrations et un minimum de zéro et un maximum de 22,000 vibrations (**Tab. 41**). la comparaison des variances montre qu'il existe des différences hautement significatives entre le nombre de vibration enregistré chez les 4 types de croisements ( $F_{obs} = 5.074$ ;  $p: 0.003^{**}$ ) (**Tab. 41**).

**Tableau 41: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml) sur le nombre de vibration**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	$F_{obs}$	$p$
<b>Moy ±SEM</b>	31,150±2,744	25,400±2,281	10,000±1,530	5,850±0,812		
<b>Var</b>	150,555	104,042	36,632	13,187	<b>5,074</b>	<b>0,003<sup>**</sup></b>
<b>Min</b>	11,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	59,000	40,000	22,000	16,000		

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

### ➤ Effet sur le temps de premier léchage

Chez les couples témoins, les mâles lèchent les sécrétions des femelles après un temps moyen  $327,400 \pm 70,456$  secondes (**Tab. 42**), tandis que chez les couples traités, ce se fait dans un temps moyen de  $518,900 \pm 104,620$  secondes dont le minimum est de zéro et le maximum est de 1503,000 seconde (**Tab. 42**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré un temps moyen de  $330,050 \pm 53,156$  secondes avec un minimum de zéro et maximum de 914,000 secondes (**Tab. 42**), alors que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de 0,000 à 1364,000 secondes (**Tab. 42**). L'analyse statistique révèle la présence des différences significatives entre les temps de premier léchage ( $F_{obs} = 2.575$ ;  $p: 0.06^*$ ) (**Tab. 42**).

**Tableau 42: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml) sur le temps du 1<sup>er</sup> léchage**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	327,400±70,456	330,05±53,156	296,05±70,45	518,9±104,62		
<b>Var</b>	99280,350	56511,830	129040,680	218926,300	<b>2,575</b>	<b>0,06*</b>
<b>Min</b>	12,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	1033,000	914,000	1364,000	1503,000		

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

➤ **Effet sur le nombre de léchage**

Nos résultats montrent que chez les couples témoins, le nombre de léchage est d'une moyenne de  $25,700 \pm 2,271$  léchages, avec un minimum de 11 léchages et maximum de 59 léchages, pour les couples traités on a une moyenne de  $3,55 \pm 0,55$  léchages dont le minimum est de zéro et le maximum est de 9 léchages (**Tab. 43**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traités, nous avons enregistré une moyenne de  $5,900 \pm 1,596$  léchages, tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, le nombre de léchage est trop faible avec un minimum nul et maximum 9 léchage (**Tab. 43**). Nous avons enregistré qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de léchage observé ( $F_{obs}= 9.987$  ;  $p= <0.0001^{***}$ ) (**Tab. 43**).

**Tableau 43: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml) sur le nombre de léchage**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	25,700±2,271	25,400±2,2810	5,150±0,509	3,550±0,550		
<b>Var</b>	150,555	103,160	5,180	6,155	<b>9,984</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>Min</b>	11,000	13,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	59,000	44,000	9,000	9,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

➤ **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  $351,650 \pm 72,790$  secondes, avec un minimum de 13,000 secondes et maximum de 1094,000 secondes (**Tab. 44**). Alors que lorsque les deux partenaires sont traités, le temps moyen est de  $589,300 \pm 98,640$  secondes (**Tab. 44**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traités, le temps moyen de la première tentative est moins important, il est de 0,000 à 921,000 secondes, avec une moyenne de  $330,250 \pm 53,250$  secondes, par contre il est de 0,000 à 1365,000 secondes lorsque les

mâles sont traités et les femelles sont témoins (**Tab. 44**). L'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les temps de la première tentative observée chez les différents couples ( $F_{obs}=1.681$  ;  $p : 0,178$ ) (**Tab. 44**).

**Tableau 44: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml) sur le temps de la première tentative**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	$F_{obs}$	$p$
<b>Moy ±SEM</b>	351,650±72,790	330,250±53,250	299,700±80,390	589,300±98,640		
<b>Var</b>	105987,810	56712,090	129265,690	194606,110	<b>1,681</b>	<b>0,178</b>
<b>Min</b>	13,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	1094,000	921,000	1365,000	1505,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

### ➤ 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  $19,250 \pm 1,250$  tentative dont le minimum est de 9,000 tentatives et le maximum est de 32,000 tentatives (**Tab. 45**). Pour les couples traités le nombre de tentatives est d'une moyenne de  $2,300 \pm 0,405$  tentatives avec un minimum nul et un maximum de 8,000 tentatives (**Tab. 45**).

Chez les couples des mâles témoins et des femelles traitées, nous avons enregistré de 0,000 à 26 tentatives, avec une moyenne  $13,000 \pm 1,592$ , alors que, chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins, le nombre de tentative est de 0,000 à 35,000 tentatives, avec une moyenne de  $5,150 \pm 0,509$  tentatives (**Tab. 45**). La compassion des variances montre qu'il n'existe des différences très hautement significatives entre le nombre de tentative ( $F_{obs}=9.967$  ;  $p: 0.0001^{***}$ ) (**Tab. 45**).

**Tableau 45: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25µg/ml) sur le nombre de tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	$F_{obs}$	$p$
<b>Moy ±SEM</b>	19,250±1,250	13,000±1,592	5,150±0,509	2,300±0,405		
<b>Var</b>	31,250	50,695	5,180	33,274	<b>9,967</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>Min</b>	9,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	32,000	26,000	9,000	8,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*].

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

L'accouplement est effectué dans 1501,000 secondes lorsque les deux partenaires sont témoins avec une moyenne de  $537,500 \pm 99,730$  secondes, quand les couples sont traités le temps est diminué et il est de 314 secondes, avec une moyenne de  $15,700 \pm 15,700$  secondes, (**Tab. 46**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles traitées nous avons notés un temps moyen de  $50,050 \pm 50,050$  avec un maximum de 1211,000 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps moyen de  $50,050 \pm 50,050$  secondes (**Tab. 46**). L'étude statistique montre qu'il existe des différences très hautement significative sur le temps d'accouplement ( $F_{obs}=15,681$ ;  $p < 0.0001^{***}$ ) (**Tab. 46**).

**Tableau 46: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml) sur le temps du premier accouplement**

	♂Tm X ♀Tm	♂Tm X ♀N.g	♂N.g X ♀Tm	♂N.g X ♀N.g	$F_{obs}$	$p$
<b>Moy ±SEM</b>	537,5±99,73	387,65±89,43	50,05±50,05	15,7±15,7	<b>15,681</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>Var</b>	198922,68	159983,08	16297,52	4929,8		
<b>Min</b>	72,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	1501,000	1211,000	433,000	314,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*].

## ➤ 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  $1062,8 \pm 187,376$  secondes, alors que chez les couples traitées, elle est de  $6,95 \pm 6,95$  secondes (**Tab. 47**).

Les couples des mâles témoins et des femelles traitées, la durée moyenne de l'accouplement est d'une valeur maximale de 1771,000 secondes, mais lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins, la durée est de 72,000 secondes (**Tab. 47**). Nous avons enregistré des différences très hautement significatives entre la durée d'accouplement ( $F_{obs}=28.78$  ;  $p < 0,0001^{***}$ ) (**Tab. 47**).

**Tableau 47: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml) sur la durée d'accouplement**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	1062,800±187,376	512,321±133,27	6,750±4,050	6,950±6,950		
<b>Var</b>	702198,480	355240,950	329,561	966,050	<b>28,78</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>Min</b>	79,00	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	2757,000	1771,000	72,000	139,000		

[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*

#### ➤ Effet sur le choix d'oviposition

Le tableau 42 présente l'attractivité des femelles fécondées (qui ont subi un accouplement réussi) dans le choix du site de ponte. Il semble que les femelles témoins (n= 20) sont attiré significativement par l'odeur témoin car elles déposent 100% de leurs œufs dans le milieu témoin seulement ( $p: 1,000 S$ ) (Tab.48).

Sur les 20 couples traités, 6 femelles sont attirées par le milieu témoin ( $p: <0,930 NS$ ) (Tab. 48). Chez les 20 couples dont le mâle est témoin et la femelle est traitée 9 femelles sont attirées par le milieu témoin ( $p: <0,930S$ ) par contre quand le mâle est traité et femelle est témoin ,18 femelles sont attirées par le milieu témoin ( $p: 1,000 S$ ) (Tab. 48).

Alors que dans le milieu traité, deux femelle des couples témoins sont attirées par ce dernier ; aussi 6 femelles sont attirées par ce milieu chez les couples dont le mâles est traité et la femelle est témoin par contre tout les couples traité dont le mâle et la femelle traitée sont attirées par ce dernier ( $p: 1,000S$ ) (Tab. 48).

**Tableau 48: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml) sur le choix du site de ponte chez *D. melanogaster***

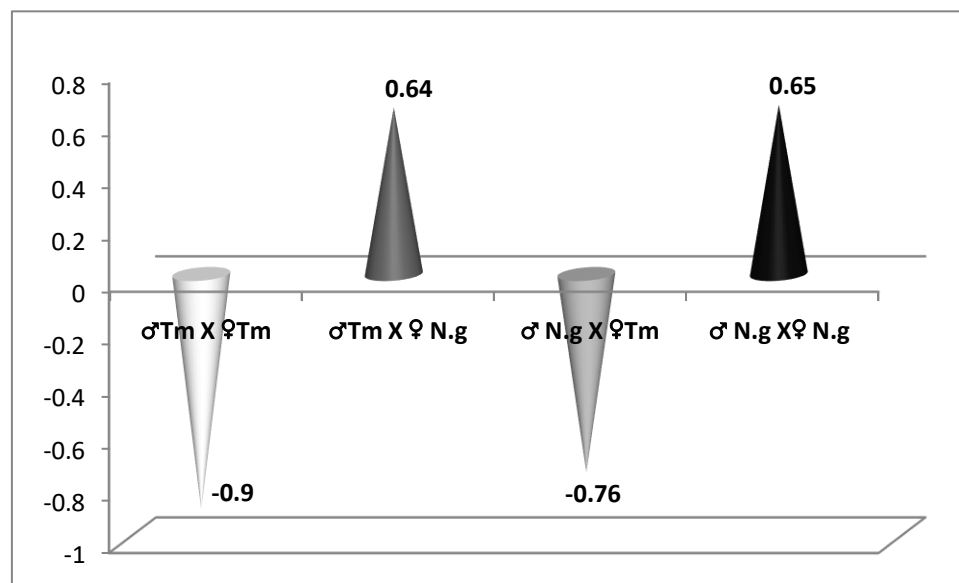
	N	Milieu témoin			Milieu traité		
		A	NA	p	A	NA	p
♂Tm x ♀Tm	20	20	0	<b>1,000 S</b>	2	18	<b>1.000 S</b>
♂Tm x ♀ N.g	20	9	11	<b>&lt;0,930 NS</b>	13	7	<b>&lt;0,930 NS</b>
♂N.g x ♀Tm	20	18	2	<b>1,000 S</b>	6	14	<b>&lt;0,930 NS</b>
♂ N.g x ♀ N.g	20	6	14	<b>&lt;0,930 NS</b>	20	0	<b>1.000S</b>

➤ **Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml):**

Les couples témoins (-0.9) et les couples dont la femelle est témoin et le mâle est traité préfèrent le milieu témoin avec un indice de préférence négative (-0,76) (**Tab. 49**). Les résultats montrent qu'il existe un effet répulsif de l'extrait aqueux de *N. glauca* (**Tab. 49**). Un IPO positive (+0.65) a été enregistré chez les couples traités (**Tab. 49**). Ainsi chez les couples dont la femelle est traité et le mâle est témoin (+0.64) ce qui montre que les femelles de ces couples sont attractives par le milieu traité (**Tab. 49**).

**Tableau 49: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait aqueux de *N. glauca* (25µg/ml)**

♂Tm X ♀Tm	♂Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀Tm	♂ N.g X ♀ N.g
-0.9	+0,64	-0,76	+0,65



**Figure 37: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait aqueux de *N. glauca* (25 µg/ml)**

## 3.1.7. Effet de sur la fécondité et la fertilité des femelles de *D. melanogaster*:

### ➤ Croisement : mâle témoin et femelle témoin

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples témoins sur le milieu témoin est de 83,000 ± 7,356 œufs avec un minimum de 19,000 œufs et un maximum de 172,000 œufs, par contre les couples témoin ne pondent pas dans le milieu traité avec la plante (**Tab. 50**). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les deux choix ( $p: <0,001^{***}$ ) (**Tab. 50**).

**Tableau 50 : Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles témoins**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	83,000± 7,356	19,000	172,000	44,996	<0,001**
Nombre des œufs pondus dans le milieu traité	/	/	/		

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; N.g: *Nicotiana glauca*]

Six jours après les tests on observe jusqu'à 33,000 larves dans les milieux témoins et qui sont issues des accouplements des mâles et des femelles témoins dont la moyenne est de 16,550 ± 1,481 larves ; on note l'absence totale des larves dans le milieu traité (**Tab. 51**). La comparaison des moyennes montre qu'il existe des différences significatives entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0.039^*$ ) (**Tab. 51**).

**Tableau 51: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur le nombre total larves issues du croisement mâles témoins x femelles témoins**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des larves dans le milieu témoin	16,550 ±1,481	7,000	33,000	2,622	0,039*
Nombre des larves dans le milieu traité	/	/	/		

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

## ➤ Croisement : mâle traité et femelle témoin

Les résultats montrent que les femelles témoins accouplées avec des mâles traités avec l'extrait aqueux, peuvent pondre jusqu'à 27,000 œufs dans le milieu témoin avec une moyenne de  $6,400 \pm 2,266$  œufs et jusqu'à 69,000 œufs dans les milieux traités avec le même extrait dont la moyenne de  $29,800 \pm 4,081$  œufs (**Tab. 52**). Cependant l'analyse statistique montre qu'il existe des différences très hautement significative entre les nombres de œufs ( $p : 0,004^{***}$ ) (**Tab. 52**).

**Tableau 52: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles témoins**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	6,400±2,266	0,000	27,000	3,243	0,014*
Nombre des œufs pondus dans le milieu traité	29,8±4,081	0,000	69,000		

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

Chez les couples de femelles témoins et mâles traités aux extraits aqueux de *N. glauca* et dans le milieu témoin, nous avons observé uniquement  $10,350 \pm 1,729$  larves tandis que dans le milieu traité avec la plante nous avons trouvé 21,000 larves (**Tab. 53**). L'analyse statistique montre des différences significatives entre le nombre de larves dans chaque milieu ( $p : 0,039^*$ ) (**Tab. 53**).

**Tableau 53: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur le nombre total larves issues du croisement mâles traités x femelles témoins**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des larves dans le milieu témoin	10,350 ±1,729	0,000	29,000	2,988	0,039*
Nombre des larves dans le milieu traité	1,550 ±1,060	0,000	21,000		

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

## ➤ Croisement : mâle témoin et femelle traité

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles témoins et femelles traitées sur le milieu traité est, seulement, de  $4,200 \pm 2,082$  œufs dont le maximum est de 0,000 œufs, tandis que celui déposé sur le milieu témoin est de  $31,000 \pm 3,694$  œufs dont le maximum est de 70,000 œufs (**Tab. 54**). Cependant l'analyse statistique par le test « *t* » de Student ne montre qu'il existe des différences significative entre nombre des œufs pondus dans les deux milieux chez ces couples ( $p: 0,14^*$ ) (**Tab. 54**).

**Tableau 54 : Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles traités**

	Moy± SEM	Min	Max	<i>t</i> obs	<i>p</i>
Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	31,000±3,694	0,000	70,000		
Nombre des œufs pondus dans le milieu traité	4,200±2,082	0,000	31,000	3,148	0,016*

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

Les femelles traitées et accouplées avec des mâles témoins préfèrent le milieu traité avec un maximum de 26,000 larves et une moyenne de  $1,700 \pm 0,802$  et 15,000 larves uniquement dans milieu traité avec une moyenne de  $9,750 \pm 1,386$  larves (**Tab. 55**). L'analyse statistique montre des différences significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : 0,021^*$ ) (**Tab. 55**).

**Tableau 55 : Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur le nombre total larves issues du croisement mâles témoins x femelles traités**

	Moy± SEM	Min	Max	<i>t</i> obs	<i>p</i>
Nombre des larves dans le milieu témoin	1,700 ±0,802	0,000	15,000		
Nombre des larves dans le milieu traité	9,750 ±1,386	0,000	26,000	2,988	0,021*

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

## ➤ Croisement : mâle traité et femelle traité

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples composé de mâles traités et femelles traitées est d'en moyenne  $4,350 \pm 1,840$  œuf dont le maximum est de 26,000 œufs dans le milieu témoin, tandis que celui déposé sur le milieu traité est de  $20,550 \pm 2,834$  œufs dont le maximum est de 49,000 œufs (**Tab. 56**). Cependant l'analyse statistique par le test « *t* » de Student ne montre qu'il existe des différences significatives entre les choix établis ( $p : 0,067^*$ ) (**Tab. 56**).

**Tableau 56: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles traités**

	Moy± SEM	Min	Max	<i>t</i> obs	<i>p</i>
Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	4,350±1,840	0,000	26,000		
Nombre des œufs pondus dans le milieu traité	20,550±2,834	0,000	49,000	2,371	0,067*

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

Les larves issues des couples traité dont le mâle et la femelles traitée sont en moyenne de  $1,70 \pm 1,031$  larves dans le milieu témoin (**Tab. 57**) et de  $12,100 \pm 33,00$  larves dans le milieu traité. L'analyse statistique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les choix établis ( $p: 0,000^{***}$ ) (**Tab. 57**).

**Tableau 57 : Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur le nombre total larves issues du croisement mâles traités x femelles traités**

	Moy± SEM	Min	Max	<i>t</i> obs	<i>p</i>
Nombre des larves dans le milieu témoin	1,70 ± 1,031	0,000	18,000		
Nombre des larves dans le milieu traité	12,100 ± 33,00	0,000	33,000	14,764	0,000***

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

***3.2. Effet des extraits  
éthanoliques de Nicotiana  
glauca(Solanaceae)***

## 3.2.1. Effet sur la mortalité des larves :

Les tableaux 58, 59 ,60 et 61 présentent 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 *N. glauca* dans l'éthanol.

**Effet de la concentration 1µg/ml :** Après la correction des taux de la mortalité obtenue, nous avons enregistré des taux de mortalité allant de zéro à 20% durant les 15 jours de suivi du traitement (**Tab. 58**).

**Tableau 58: Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 1 µg/ml de *N. glauca***

Temps	2j	5j	10j	15j
R1	0%	10%	10%	20%
R2	0%	10%	15%	15%
R3	0%	0%	0%	5%
R4	0%	0%	0%	5%

**Effet de la concentration 2µg/ml :** Nous avons enregistré que la mortalité des larves de *D. melanogaster* traité avec la concentration de 2 µg/ml de l'extrait éthanolique varie entre 0% et 5% au bout de 5 jours de traitement, elle arrive à 25% aux 10 jours de traitement, et atteint 50 % au 15<sup>ème</sup> jour de traitement (**Tab. 59**).

**Tableau 59: Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 2 µg/ml de *N. glauca***

Temps	2j	5J	10j	15j
R1	0%	0%	15%	45%
R2	0%	5%	25%	40%
R3	0%	0%	20%	50%
R4	0%	0%	10%	45%

**Effet de la concentration 5 µg/ml :** Au bout de 15 jours de traitement des L2 de *D. melanogaster*, la mortalité atteint un taux de 80% pour la concentration 1µg/ml dont le minimum est de 10%, en moyenne de 20% de mortalité est enregistré au 10<sup>ème</sup> jour (**Tab. 60**).

**Tableau 60: Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 5 µg/ml de *N. glauca***

Temps	2j	5j	10j	15j
<b>R1</b>	10%	10%	30%	80%
<b>R2</b>	5%	10%	25%	50%
<b>R3</b>	0%	0%	15%	45%
<b>R4</b>	0%	0%	5%	80%

**Effet de la concentration 10 µg/ml:** Quand on traite les larves de L2 de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 10 µg/ml les taux de mortalité enregistrés arrivent à 100% au 15<sup>ème</sup> jour de traitement. À 5<sup>ème</sup> jour on enregistrés déjà 15% ce taux augment progressivement à 10<sup>ème</sup> jour (Tab. 61).

**Tableau 61: Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 10 µg/ml de *N. glauca***

Temps	2j	5j	10j	15j
<b>R1</b>	0%	0%	5%	100%
<b>R2</b>	0%	15%	20%	95%
<b>R3</b>	0%	0%	0%	100%
<b>R4</b>	0%	0%	45%	100%

Les résultats montrent que les extraits éthanoliques de *N. glauca* agissent sur la durée de développement larvaire et sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée. Quatre concentrations utilisées présentent une faible activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours après le traitement) (Tab.62).

On arrive a tué 97% de la population après 15 jours de traitement avec la plus forte concentration 10µg/ml (Tab.62). Il existe des différences significatives entre les taux de mortalité enregistrée en fonction des concentrations et des temps d'exposition ( $p < 0.0001$ \*\*\* ; 0,029\* ; 0.341 ; 0.035\*) (Tab.62).

**Tableau 62: Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait éthanolique de *N. glauca***

	1 µg/ml	2 µg/ml	5 µg/ml	10 µg/ml	F <sub>obs</sub>	p
<b>2j</b>	0,00%	0,00%	7,84%	0,00%	15,384	0.000***
<b>5j</b>	9,22%	3,23%	9,22%	5,68%	0,184	0,905*
<b>10j</b>	24,45%	24,45%	24,73%	20,41%	3,223	0,061*
<b>15j</b>	41,99%	41,99%	53,49%	97,27%	6,599	0,007**
<b>F<sub>obs</sub></b>	61,884	4,241	1,233	3,987		
<b>p</b>	<0,0001***	0,029*	0,341	0,035*		

Les taux de mortalité des larves sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait aqueux utilisé (**Tab. 63A**). La concentration létale de 50% atteint 0,42µg/ml à 10<sup>ème</sup> jours et 2,39µg/ml à 15<sup>ème</sup> jours d'exposition (**Tab. 63A**). 84% des larves meurent avec la concentration de 5,011 µg/ml au bout de 15<sup>ème</sup> jours (**Tab. 63A**).

Pour les temps létaux, les résultats montrent qu'il existe une très forte corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des larves aux extraits de la plante (**Tab. 63B**). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 22,90 jours pour la plus faible concentration et de 9,33 jours pour la concentration la plus élevée. Le TL90% atteint 31,62 jours pour la plus forte concentration (**Tab. 63B**).

**Tableau 63: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits éthanoliques de *N. glauca* sur les larves L<sub>2</sub> de *D. melanogaster***

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

A									
Temps	Droite de régression	CL 50%	CL 90%	CL <sub>84%</sub>	CL <sub>16%</sub>	SLOPE	fcl <sub>50%</sub>	lim.Inf	lim.Sup
2 jours	Y=1,43+8,78X( <b>R=0,022</b> )	2,51	54,95	3,23	1,94	1,305	1,04	1,865	2,01
5 jours	Y=3,31-0,08X( <b>R=0,410</b> )	5,13×10 <sup>-23</sup>	8,15×10 <sup>-40</sup>	5,49×10 <sup>-36</sup>	8,31×10 <sup>-10</sup>	8,44×10 <sup>-14</sup>	0,01	5,13×10 <sup>-21</sup>	5,61×10 <sup>-25</sup>
10 jours	Y=4,19-2,08X( <b>R=0,640</b> )	0,42	0,99	0,13	1,23	0,32	0,85	0,497	0,354
15 jours	Y=3,78+3,14X( <b>R=0,959</b> )	2,39	6,16	5,011	1,17	2,069	1,12	2,143	2,665
B									
Concentrations	Droite de régression	TL 50%	TL 90%	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	f <sub>tl</sub> <sub>50%</sub>	lim.Inf	lim.Sup
1 µg/ml	Y=0,65+4,14X( <b>R=0,901</b> )	22,90	45,70	39,81	15,84	1,59	1,07	21,361	24,548
2 µg/ml	Y=1,46+5,50X( <b>R=0,93</b> )	15,84	25,11	22,38	9,77	1,52	1,06	14,887	16,853
5 µg/ml	Y=1,32+3,11X( <b>R=0,969</b> )	64,56	38,90	31,62	7,24	4,71	1,26	51,197	81,436
10µg/ml	Y=2,30+7,46X( <b>R=0,965</b> )	9,33	31,62	12,88	6,91	1,365	1,04	8,91	9,77

### 3.2.2. Effet de l'extrait aqueux sur la mortalité des adultes de *D. melanogaster*:

Les tableaux, 64, 65, 66, 67, 68, 69, 70 et 71 montrent l'évolution des taux de mortalité chez les adultes (mâles ; femelles) de *D. melanogaster* en fonction du temps d'exposition en utilisant diverses concentrations de l'extrait éthanolique de *N. glauca*.

**Effet de la concentration 1 µg/ml chez mâles :** Quand on traite les mâles de *D. melanogaster* avec la dose de 1µg/ml, nous avons noté un taux de mortalité de 25% au bout de 10<sup>ème</sup> jours et de 35% au bout de 15<sup>ème</sup> de traitement chez les mâles de cette mouche de vinaigre (**Tab. 64**).

**Tableau 64: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 1 µg/ml de *N. glauca***

Temps	Mâle			
	2J	5J	10J	15J
R1	0%	5%	25%	20%
R2	10%	15%	25%	30%
R3	10%	20%	25%	35%
R4	5%	5%	10%	20%

*Effet de la concentration 1 µg/ml chez femelles* : Les taux de la mortalité obtenus par la concentration 1 µg/ml chez les femelles sont de 20% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 55 % après 15 jours de traitement (Tab. 65).

**Tableau 65: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 1 µg/ml de *N. glauca* .**

Temps	Femelle			
	2J	5J	10J	15J
R1	5%	20%	35%	40%
R2	5%	15%	30%	45%
R3	5%	20%	35%	50%
R4	10%	25%	40%	55%

*Effet de la concentration 2 µg/ml chez les mâles* : Quand on traite les mâles avec la concentration 2 µg/ml, on enregistre un taux de mortalité de 25% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement et arrive jusqu'à 30% après 15 jours d'exposition (Tab. 66).

**Tableau 66: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 2 µg/ml de *N. glauca***

Temps	Mâle			
	2J	5J	10J	15J
R1	0%	5%	10%	30%
R2	0%	5%	25%	30%
R3	5%	10%	20%	25%
R4	0%	0%	10%	20%

*Effet de la concentration 2 µg/ml chez les femelles* : le traitement avec la dose 2 µg/ml présente un taux de mortalité plus important de 45% au 10<sup>ème</sup> jour et arrive jusqu'à 70 % au bout de 15<sup>ème</sup> jours du traitement (Tab. 67).

**Tableau 67: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 2 µg/ml de *N. glauca***

Femelle				
Temps	2J	5J	10J	15J
R1	5%	15%	40%	70%
R2	5%	10%	25%	45%
R3	25%	25%	35%	45%
R4	15%	35%	45%	50%

*Effet de la concentration 5 µg/ml chez les mâles* : La concentration 5 µg/ml provoque une mortalité de 45% chez les mâles au bout de 10<sup>ème</sup> jours de traitement dont le minimum est de 10% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement (Tab. 68).

**Tableau 68: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 5 µg/ml de *N. glauca***

Mâle				
Temps	2J	5J	10J	15J
R1	5%	20%	45%	50%
R2	0%	5%	35%	45%
R3	10%	10%	30%	50%
R4	5%	10%	30%	55%

*Effet de la concentration 5 µg/ml chez les femelles* : Les taux de la mortalité obtenus par la concentration 5µg/ml chez les femelles sont de 40% au 5<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 70% après 15 jours du traitement (Tab. 69).

**Tableau 69: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 5 µg/ml de *N. glauca***

Femelle				
Temps	2J	5J	10J	15J
R1	5%	10%	45%	60%
R2	10%	40%	60%	65%
R3	20%	40%	60%	70%
R4	5%	15%	40%	45%

*Effet de la concentration 10 µg/ml chez les mâles* : Après correction des taux de la mortalité observée chez les mâles de *D. melanogaster*, nous avons enregistré des taux de mortalité importantes allant de 50% au 2<sup>ème</sup> jour d'exposition jusqu'à 100% après 10 jours du traitement (Tab. 70).

**Tableau 70: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 10 µg/ml de *N. glauca***

Mâle				
Temps	2J	5J	10J	15J
<b>R1</b>	5%	20%	100%	100%
<b>R2</b>	20%	90%	100%	100%
<b>R3</b>	40%	60%	100%	100%
<b>R4</b>	50%	80%	100%	100%

**Effet de la concentration 10 µg/ml chez les femelles :** après le traitement des femelles avec la concentration, nous avons enregistré des taux de mortalité allant de 50% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement jusqu'à 100% après 10 jours d'exposition (**Tab. 71**).

**Tableau 71: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 10 µg/ml de *N. glauca***

Femelle				
Temps	2J	5J	10J	15J
<b>R1</b>	50%	80%	100%	100%
<b>R2</b>	30%	70%	100%	100%
<b>R3</b>	30%	70%	100%	100%
<b>R4</b>	20%	65%	100%	100%

Les résultats montrent que l'extrait éthanolique de *N. glauca* agisse sur la mortalité des adultes (mâles, femelles) en fonction de la concentration appliquée, La concentration 10µg/ml présente une mortalité de 100% chez les mâles et les femelles après 10 jours de traitement (**Tab. 72**) et une mortalité de 30,65% chez les mâles après 15 jours de traitement et de 43,55% chez les femelles . Ce qui explique que les fortes concentrations présentent une mortalité plus importante chez les mâles ( $F_{obs}=4,516$  ;  $p=0,044^*$ ) et les femelles de *D. melanogaster* ( $F_{obs}=2,422$  ;  $p=0.144$ ) (**Tab. 72**).

Par contre les concentrations les plus faibles (1 µg/ml, 2 µg/ml) présentent une mortalité de 30,65% chez les mâles ( $F_{obs} =0,516$  ;  $p =0,679$ ) au bout de 15 jours de traitement et de 43,55% chez les femelles ( $F_{obs} =0,456$  ;  $p =0,718$ ) avec une mortalité de 57,74% (**Tab. 72**).

**Tableau 72: Taux de mortalité des adultes (mâles ; femelles) provoquée par les différentes concentrations de l'extrait éthanolique *N. glauca***

Mâle	1 µg/ml	2 µg/ml	5 µg/ml	10 µg/ml	F <sub>obs</sub>	p
2j	12,44%	3,23%	11,06%	24,30%	<b>0,144</b>	<b>0,932</b>
5j	18,80%	11,06%	19,08%	45,00%	<b>0,346</b>	<b>0,793</b>
10j	25,30%	23,35%	36,20%	100,00%	<b>7,614</b>	<b>0,004**</b>
15j	30,65%	30,74%	45,00%	100,00%	<b>7,557</b>	<b>0,004**</b>
F <sub>obs</sub>	<b>0,516</b>	<b>0,846</b>	<b>1,109</b>	<b>4,516</b>		
p	<b>0,679</b>	<b>0,495</b>	<b>0,384</b>	<b>0,044*</b>		
Femelle	1 µg/ml	2 µg/ml	5 µg/ml	10 µg/ml	F <sub>obs</sub>	p
2j	14,29%	19,65%	17,71%	34,49%	<b>1,206</b>	<b>0,349</b>
5j	26,48%	26,87%	29,92%	56,94%	<b>1,206</b>	<b>0,015*</b>
10j	36,25%	36,9%	43,22%	100,00%	<b>4,08</b>	<b>0,03*</b>
15j	43,55%	46,51%	50,85%	100,00%	<b>3,205</b>	<b>0,065*</b>
F <sub>obs</sub>	<b>0,456</b>	<b>0,698</b>	<b>15,54</b>	<b>2,422</b>		
P	<b>0,718</b>	<b>0,571</b>	<b>0,252</b>	<b>0,144</b>		

### *Les paramètres toxicologiques :*

Les taux de mortalité des mâles de *D. melanogaster* sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 73A**). La concentration létale de 50% atteint 2,69 µg/ml à 10<sup>ème</sup> jours et 2,29 µg/ml à 15<sup>ème</sup> jours (**Tab. 73A**). 90% des mâles meurent avec la concentration de 6,03 µg/ml au bout de 10<sup>ème</sup> jours (**Tab. 73A**).

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 mâles aux extraits de la plante (**Tab. 73B**). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 72,44 jours pour la concentration la plus faible et de 1,99 jour pour la plus forte concentration (**Tab.73B**). La TL90% atteint 1,19 jour pour la concentration 10 µg/ml plus importante que pour la plus faible concentration de 1318,25 jours (**Tab. 73B**).

**Tableau 73: Paramètres toxicologiques d'extraits aqueux de *N. glauca* sur les mâles de *D. melanogaster*.**

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

A									
Temps	Droite de régression	CL 50%	CL 90%	CL 84%	CL16%	SLOPE	fc150%	lim.Inf	lim.Sup
2 jours	$Y=2,90+0,83X$	333,84	11748,97	5248,07	20,89	15,85	1,51	223,95	512,88
5 jours	$Y=3,37+1,22X$	21,37	239,88	138,03	125,89	3,31	1,20	17,88	25,57
10 jours	$Y=3,38+3,69X$	2,69	6,03	5,01	1,44	1,86	1,10	2,44	2,95
15 jours	$Y=3,72+3,49X$	2,29	5,37	1,20	4,46	1,93	1,11	2,08	2,53
B									
Concentrations	Droite de régression	TL50%	TL90%	TL84%	TL16%	SLOPE	fcTL50%	lim,Inf	lim,Sup
1 µg/ml	$Y=3,12+1,01X$	72,44	1318,25	691,83	7,41	9,33	1,40	51,74	101,80
2 µg/ml	$Y=2,13+1,86X$	37,15	169,82	117,48	10,23	3,40	1,20	30,93	44,63
5 µg/ml	$Y=2,65+1,91X$	16,98	79,43	54,95	5,01	3,31	1,96	8,63	20,32
10 µg/ml	$Y=6,71-5,59X$	1,99	1,19	3,01	1,31	0,66	0,94	2,12	1,87

De même les taux de mortalité des femelles de *D. melanogaster* sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 74A**). La concentration létale de 50% atteint 2,04 µg/ml à 10<sup>ème</sup> jours et 1,54 µg/ml à 15<sup>ème</sup> jours (**Tab. 74A**). 84% des femelles meurent avec la concentration de 0,70 µg/ml au bout de 15<sup>ème</sup> jours (**Tab. 74A**).

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 mâles aux extraits de la plante (**Tab. 74B**). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 19,05 jours pour la concentration la plus faible et de 2,63 jours pour la plus forte concentration par contre le TL50% chez les mâles est de 2,63 pour la concentration la plus élevée (**Tab. 74B**). La TL90% atteint 1,54 jour pour la concentration 10 µg/ml plus importante que pour la plus faible concentration de 125,89 jours (**Tab. 74B**).

**Tableau 74: Paramètres toxicologiques d'extraits éthanolique de *N. glauca* sur les femelles de *D. melanogaster*.**

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

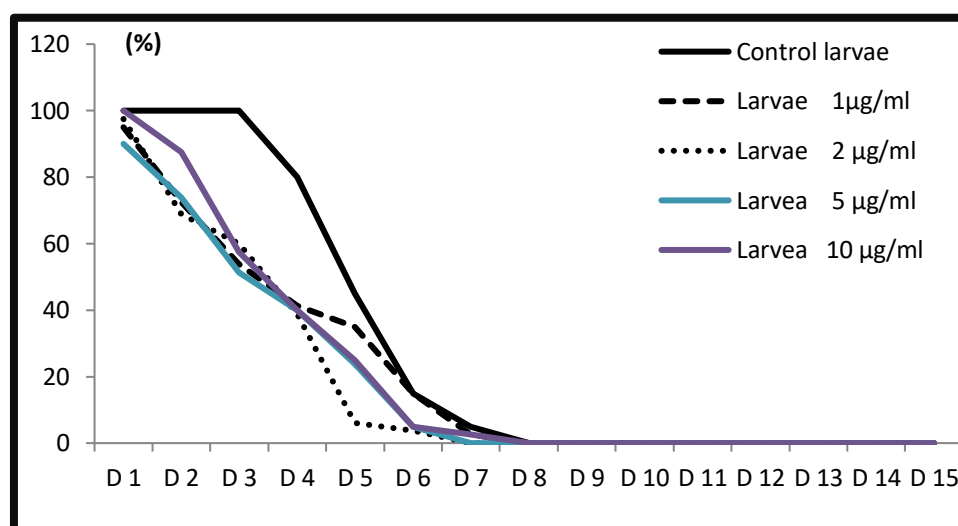
A									
Temps	Droite de régression	CL <sub>50%</sub>	CL <sub>90%</sub>	CL <sub>84%</sub>	CL <sub>16%</sub>	SLOPE	fCL <sub>50%</sub>	lim,Inf	lim,Sup
2 jours	$Y=3,44+0,89X$	56,23	1548,81	724,43	4,16	13,20	1,47	38,25	82,80
5 jours	$Y=3,96+1,25X$	6,91	71,77	42,07	1,08	6,26	1,32	5,25	9,10
10 jours	$Y=4,01+3,19X$	2,04	5,12	4,16	0,99	2,05	1,11	1,83	2,27
15 jours	$Y=4,44+2,89X$	1,54	4,26	0,70	0,70	2,19	1,13	1,36	1,73

B									
Concentrations	Droite de régression	TL <sub>50%</sub>	TL <sub>90%</sub>	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	fTL <sub>50%</sub>	lim,Inf	lim,Sup
1 µg/ml	$Y=2,99+1,56X$	19,05	125,89	83,13	4,36	220,65	2,25	8,48	42,80
2 µg/ml	$Y=3,36+1,34X$	16,59	147,91	91,20	3,01	5,50	1,29	12,85	21,43
5 µg/ml	$Y=3,15+1,80X$	10,47	53,70	37,15	2,95	3,54	1,21	8,66	12,66
10 µg/ml	$Y=7,48-6,24X$	2,45	1,54	1,69	3,54	0,69	0,94	2,59	2,32

### 3.2.3. Effet de l'extrait aqueux sur le développement de *D. melanogaster*:

*N. glauca* agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une l'accélération dans la croissance des larves en pupes et ce pour les quatre concentrations. Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 20% de la population traitée avec les extraits aqueux de *N. glauca* n'atteint pas le stade adulte (**Fig. 39**)



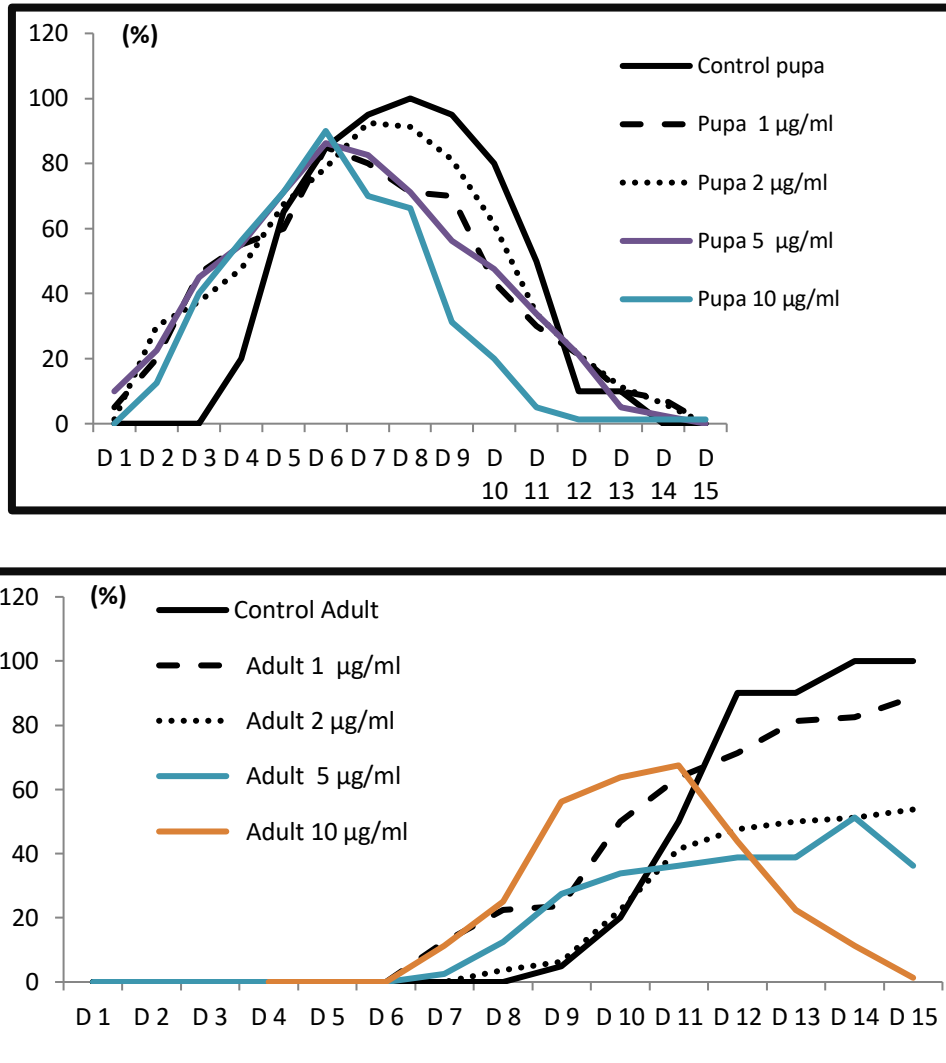


Figure 39. Effet de l'extrait éthanolique de *N. glauca* sur le développement de *D. melanogaster* (A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes)

### 3.2.4. Effet du traitement d'extrait éthanolique de *N. glauca* sur l'attractivité alimentaire :

#### A-Chez les larves témoins :

##### ➤ Le premier choix de la larve

Au début du test, nous avons remarqué que 38% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 44% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 18% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.75**).

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

traités, 84% des larves font leurs choix et seulement 16% des larves ne sont pas attirées (Tab.75).

**Tableau 75 : Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *N. glauca***

	Larves Témoin		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	98%	38%	-
Milieu Traité	-	44%	84%
Aucun choix	2%	18%	16%

[Tm : Témoin ; *N.g* : *Nicotiana glauca*]

➤ *Au bout de 30 minutes du test*

Durant les 30 premières minutes du test, nous avons remarqué que 24 % des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 8% d'entre elles sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 68% de ces derniers ne font pas leur choix (Tab.76).

Concernant l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 72% des larves témoins sont attirées et 28% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (Tab. 76). Pour le choix entre les deux milieux traités, 34% des larves font leurs choix et seulement 66% des larves ne sont pas attirées (Tab. 76).

**Tableau 76: Choix après 30 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *N. glauca***

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	72%	24%	-
Milieu Traité	-	8%	34%
Aucun choix	28%	68%	66%

[Tm : Témoin ; *N.g* : *Nicotiana glauca*]

## ➤ *Au bout de 60 minutes du test*

Au bout d'une heure d'observation, nous avons remarqué que seulement 32% des larves témoins de *D. melanogaster* ont choisis le milieu témoin et 22% des larves ont choisis le milieu traité avec l'extrait de *N. glauca*, Cependant 46% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab.77**). Concernant l'observation du choix des larves témoins entre les deux milieux témoins après 60 minutes, 98% des larves témoins préfèrent le milieu témoin tandis que 2% des larves témoins ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab.77**). Observant le choix entre les deux milieux traités seulement 28% des larves témoins font leurs choix pour le milieu de culture testé et 72% des larves témoins ne font pas leur choix lors de ce test (**Tab.77**).

**Tableau 77: Choix après 60 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *N.glauca***

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	98%	32%	-
Milieu Traité	-	22%	28%
Aucun choix	2%	46%	72%

[Tm : Témoin ; *N.g*:*Nicotiana glauca*]

## ➤ *Le temps de détection*

À la présence de deux odeurs différentes (témoin vs traitée), les larves témoins se déplacent plus rapidement vers le milieu témoin avec  $235,860 \pm 46,748$  secondes en minimum de 0,000 et en maximum 1160,000 de et plus lentement vers le milieu traité avec l'extrait éthanolique de *N. glauca* en moyenne de  $265,560 \pm 43,712$  secondes avec un minimum de 0,000 et un maximum de 1126,000 ( $F_{\text{obs}} = 1,144$  ;  $p = 0,640$ ) (**Tab.78**).

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  $912,660 \pm 145,605$  secondes en moyenne ( $F_{\text{obs}} = 1,764$ ;  $p = 0,050^*$ ). Cependant, elles mettent plus de  $627,920 \pm 122,587$  secondes pour détecter l'odeur provenant du milieu traité ( $F_{\text{obs}} = 1,121$ ;  $p = 0,692$ ) (**Tab. 78**).

**Tableau 78: Le temps de détection chez les larves témoins en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de *N. glauca*].**

Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	p
Témoin	Milieu	19	235,860±46,748	0,000	1160,000	109269,102	1,144	0,640
X	témoin							
Traité	Milieu	22	265,560±43,712	0,000	1126,000	95539,680		
	traité							
Témoin	A	23	488,980±83,062	0,000	1749,000	344972,183	1,764	0,050*
X Témoin	B	26	423,680±62,542	0,000	1550,000	195576,711		
Traité	A	17	297,500±63,038	0,000	1739,000	198690,336	1,121	0,692
X	B	25	330,420±59,548	0,000	1631,000	177301,962		
Traité								

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

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

On enregistre que les larves témoins passent  $327,640 \pm 67,775$  secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins en minimum de 0 et un maximum de 1743 secondes. Alors que ces asticots mettent  $253,180 \pm 63,793$  secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 0 et un maximum de 1632 secondes à la présence des deux odeurs différents ( $F_{obs}=1,129$  ;  $p=0,673$ ) (**Tab.79**).

Alors que les larves témoins passent plus de  $674,02 \pm 136,902$  secondes dans le milieu témoin ( $F_{obs}=1,666$  ;  $p=0,077^*$ ), et plus de  $533,100 \pm 125,916$  secondes dans le milieu traité ( $F_{obs}=1,123$  ;  $p=0,687$ ) par l'extrait éthanolique de *N. glauca* lorsque ces dernières sont exposées aux deux sources odorantes différents témoins et traités (**Tab. 79**).

**Tableau 79: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves témoins**

Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	p
Témoin X	Milieu témoin	19	327,640±67,775	0,000	1743,000	229669,1738	1,129	0,673
	Milieu traité	22	253,180±63,793	0,000	1632,000	203479,620		
Témoin X	A	23	237,900±59,717	0,000	1572,000	178306,459	1,666	0,07*
	B	26	436,120±77,084	0,000	1730,000	297103,658		
Traité X	A	17	255,340±61,136	0,000	1420,000	186882,759	1,123	0,687
	B	25	277,760±64,780	0,000	1773,000	209820,512		

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

### ➤ Le choix du pupation

En ce qui concernant l'observation de la pupation des larves témoins en présence du milieu témoin et traité en même temps nous avons noté que 16% des larves choisissent tandis que 12% choisissent la pupation dans le milieu traité, par contre 72% de ces derniers ne font pas leur choix en présence du milieu témoin et traité en même temps (**Tab. 80**). 48% des larves témoins ont marqué la présence de leur pupes sur les papiers imbibés des milieux de culture témoins et 52% d'entre elles ne font pas leur choix quand les deux milieux sont témoins. (**Tab. 80**), pour la pupation dans les boites contenant deux milieux traités, 16% des larves témoin sont choisis la pupation dans le milieu de culture testé comme on note l'absence de 84% de pupes après ces tests (**Tab. 80**).

**Tableau 80: Pupation des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *N. glauca***

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x N.g	N.g x N.g
Milieu Témoin	48%	16%	/
Milieu Traité	/	12%	16%
Aucun choix	52%	72%	84%

[Tm : Témoin ; N.g: *Nicotiana glauca*]

## ***B-Chez les larves traitées***

### **➤ *Le 1<sup>er</sup> choix de la larve***

Durant les premières minutes du test, nous avons observé que 46% des larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu témoin comme un premier choix et 50% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 4% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 81**).

Pour l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 84% des larves traitées sont attirées et seulement 16% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab. 81**). Concernant le choix entre les deux milieux traités, 86% des larves font leurs choix et 16% des larves ne sont pas attirées (**Tab. 81**).

**Tableau 81: Le premier choix d'attractivité des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testés par l'extrait éthanolique de *N. glauca***

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	84%	46%	-
Milieu Traité	-	50%	86%
Aucun choix	16%	4%	14%

[Tm : Témoin ; *N.g* : *Nicotiana glauca*]

### **➤ *Au bout de 30 minutes du test***

Durant 30 premières minutes d'observation des larves traitées avec l'extrait de *Nicotiana glauca*, nous avons remarqué que 26% des larves sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 30% des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 44% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 82**).

Pour l'observation de l'attraction des larves traitées par les milieux témoins, 36% des larves témoins sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et seulement 64% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab. 82**). Concernant le choix entre deux milieux traités, 42% des larves sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 56% des larves ne sont pas attirées (**Tab. 82**).

**Tableau 82: Choix après 30 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *N. glauca* .**

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	36%	26%	-
Milieu Traité	-	30%	42%
Aucun choix	64%	44%	56%

[Tm : Témoin ; *N.g* : *Nicotiana glauca*]

➤ **Au bout de 60 minutes du test**

Au bout d'une heure d'observation, 24% des larves traitées par l'extrait de *Nicotiana glauca* , ont choisis le milieu témoin et 24% sont attirées par le milieu traité, par contre 52% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 83**). Pour le choix des larves traitées à 60 minutes pour les deux odeurs témoins, 32% des larves font un choix et uniquement 68% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab. 83**).

En ce qui concerne le choix des larves traitées entre les deux milieux de culture testé mélangé avec l'extrait de *Nicotiana glauca*, 32% des larves traitées font leurs choix tandis que 68% de ces larves ne font pas leur choix (**Tab. 83**).

**Tableau 83: Choix après 60 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique de *N. glauca***

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	32%	24%	-
Milieu Traité	-	24%	32%
Aucun choix	68%	52%	68%

[Tm : Témoin ; *N.g* : *Nicotiana glauca*]

➤ **Temps de détection :**

En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne  $378,280 \pm 69,227$  et  $296,540 \pm 55,095$  secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à l'extrait éthanolique de *N. glauca* ( $F_{\text{obs}} = 1,579$  ;  $p = 0,113$  non significative) (**Tab. 84**). En outre, elles mettent entre moins  $611,380 \pm 110,564$

secondes pour localiser l'odeur témoin ( $F_{\text{obs}}=1,623$  ;  $p=0,093^*$ ), et de  $472,440 \pm 102,066$  secondes pour l'odeur traitée ( $F_{\text{obs}}=2,042$  ;  $p=0,014^*$ ), lorsqu'on utilise deux milieux similaires dans l'acène du test (**Tab. 84**).

**Tableau 84: Le temps de détection chez les larves traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait éthanolique de *N. glauca*].**

Milieu	Choix	N	Moy $\pm$ SEM	Min	Max	Var	$F_{\text{obs}}$	$p$
Témoin X	Milieu témoin	23	378,280 $\pm$ 69,227	0,000	1794,000	239621,675	1,579	0,113
	Traité Milieu traité	25	296,540 $\pm$ 55,095	0,000	1547,000	151771,641		
Témoin X	A	16	231,800 $\pm$ 648,618	0,000	1263,000	118184,857	1,623	0,093*
	B	26	379,580 $\pm$ 61,946	0,000	1726,000	191867,473		
Témoin X	Traité A	24	303,960 $\pm$ 60,046	0,000	1631,000	180281,345	2,042	0,014*
	Traité B	19	168,480 $\pm$ 42,019	0,000	1421,000	88279,846		

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ;  $F_{\text{obs}}$  : F observé ;  $p$  p-value bilatérale.]

### ➤ Temps passé dans chaque milieu

Pour le temps passé dans le milieu qui contient des papiers témoin et d'autre imbibés dans l'extrait éthanolique de *N. glauca*, les larves traitées passent  $429,620 \pm 89,686$  secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 0 et un maximum de 2794 secondes. Ces dernières mettent  $484,1120 \pm 79,002$  secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 0 et un maximum de 1676 secondes en présence des deux odeurs différents ( $F_{\text{obs}}=1,289$  ;  $p=0,378$ ) (**Tab. 85**).

Tandis qu'elles passent plus de  $646,943 \pm 132,969$  secondes dans le milieu témoin ( $F_{\text{obs}}=1,758$  ;  $p=0,052$ ), et plus de  $807,800 \pm 170,791$  secondes dans le milieu traité ( $F_{\text{obs}}=1,986$  ;  $p=0,018$ ) par l'extrait éthanolique de *N. glauca* lorsque ces dernières sont exposées aux deux sources odorantes différentes témoin et traité (**Tab. 85**).

**Tableau 85: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu par les larves traitées par l'extrait éthanolique de *N. glauca* .**

Milieu	Choix	N	Moy ± SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	p
Témoin X Traité	Milieu témoin	23	429,620±89,686	0,000	2794,000	402178,893	1,289	0,378
	Milieu traité	25	484,1120±79,002	0,000	1676,000	312067,740		
Témoin X Traité	A	16	196,780±56,839	0,000	1360,000	161538,215	1,758	0,052*
	B	26	450,163±76,129	0,000	1560,000 <sup>2</sup>	283986,556		
Traité X Traité	A	24	486,720±99,862	0,000	3080,000	498623,715	1,986	0,018*
	B	19	321,080±70,928	0,000	1559,000	251540,850		

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

### ➤ Le choix de pupation

L'observation de (la chrysalide) la pupation des larves traitées après les tests du comportement alimentaire a montré que 18% des larves font leurs choix pour le milieu témoin et seulement 16% pour le milieu traité et par contre 66% de ces derniers ne font pas leur choix entre les deux milieux témoin et traité (**Tab. 86**).

Pour l'observation de choix de la pupation des larves traitées entre les deux milieux témoins, 18% d'entre eux ont marqué la présence de leur pupe sur les milieux témoins et 82% ne font aucun choix (**Tab. 86**).

En ce qui concerne l'observation de la pupation des larves traitées au niveau des arènes contenant deux milieux traités 20% ont marqué la présence de leur pupe dans les milieux traités et 80% ne font aucun choix (**Tab. 86**).

**Tableau 86: Pupation des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait éthanolique *N. glauca***

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x <i>N.g</i>	<i>N.g</i> x <i>N.g</i>
Milieu Témoin	18%	18%	/
Milieu Traité	/	16%	20%
Aucun choix	82%	66%	80%

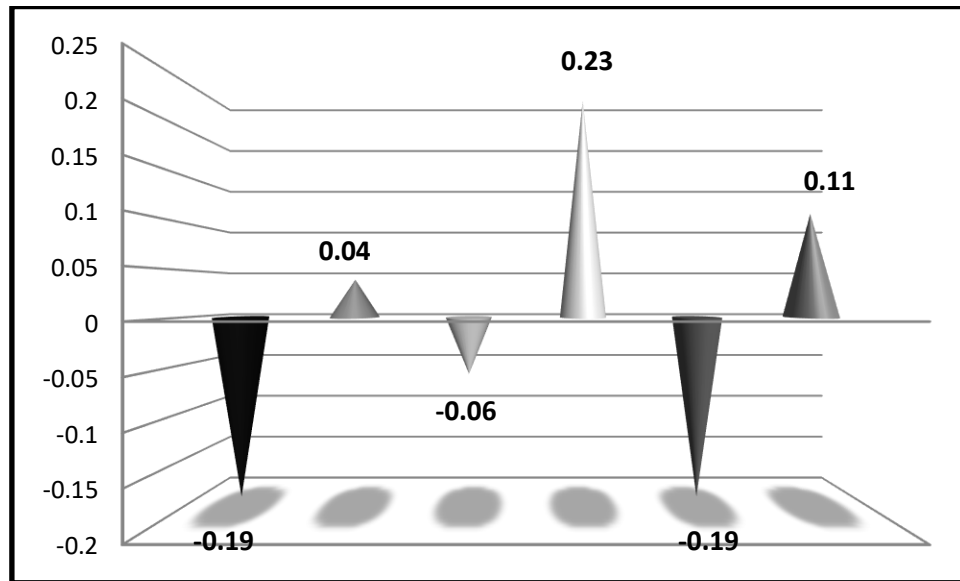
[Tm : Témoin ; *N.g* : *Nicotiana glauca*]

### C-Indice d'attraction :

Le calcul de l'indice de réponse (IR) confirme les résultats obtenus dans le tableau précédant montre des valeurs positives pour les larves témoins et des valeurs négatives pour les larves traitées au cours de temps ce qui explique une grande attraction des larves témoins envers l'odeur du milieu traité par l'extrait du *N. glauca* et une aversion importante des larves traitées à ce produit en comparaison à celles témoins (**Tab. 87**).

**Tableau 87: L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait éthanolique de *N. glauca*.**

témoin-traité		témoin-témoin		traité-traité	
larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées
-0,19	+0,04	-0,06	+0,23	-0,19	+0,11



**Figure 40.** Représentation graphique de l'indice d'attraction des larves de *D. melanogaster* (témoins et traités) envers les différents milieux testés par l'extrait éthanolique des feuilles de *N. glauca* Grahma.

### 3.2.5. Effet sur le comportement sexuel

#### *a-Effet sur le taux des réussites d'accouplement*

Les résultats montrent que l'extrait éthanolique de la plante administré à une concentration sub létale de 1  $\mu\text{g/ml}$ , supprime l'accouplement chez la mouche et ce, quelle que soit le sexe traité au sein d'un couple (dyade) (**Tab. 88**).

Le taux de réussite d'accouplement est de 100 % chez les témoins alors qu'il atteint 60% chez les couples ou les mâles sont traités et les femelles sont témoins lorsque les couples sont traités (composés de mâles et de femelles traités) avec la plante le taux d'accouplements est nul (**Tab. 88**).

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 les mâles sont témoins et les femelles sont traitées (**Tab. 88**)

**Tableau 88: Effets de l'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de *D. melanogaster***

	% accouplement		
	réussi	avorté	Nul
♂Tm × ♀Tm	100%	0%	0%
♂Tm × ♀N.g	10%	90%	10%
♂N.g × ♀Tm	60%	40%	40%
♂N.g × ♀N.g	0%	80%	20%

[Tm : Témoin ; N.g : *N. glauca* ]

### **b-Effet sur les séquences comportementales:**

#### ➤ *Effet sur le temps du 1<sup>er</sup> contact*

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins, le temps du premier contact est d'une moyenne de  $198,100 \pm 56106,300$  secondes, avec un minimum de 1,000 secondes et un maximum de 792,000 secondes. Alors que chez les couples traités, le temps moyen du premier contact est de  $458,350 \pm 221906,030$  secondes dont le minimum 1,000 seconde et le maximum est de 1641,000 secondes (**Tab. 89**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles établissent le premier contact avec ses pattes antérieures dans zéro à 662,000 secondes, avec une moyenne de  $152,85 \pm 34446,02$  secondes (**Tab. 89**).

Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de  $310,450 \pm 35113,210$  secondes avec un minimum de zéro secondes et un maximum de 612,000 secondes (**Tab. 89**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps enregistrés ( $F_{obs}=5,764$ ;  $p : 0,001^{**}$ ) (**Tab. 89**).

**Tableau 89: Effet de l'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur le temps du 1<sup>er</sup> contact**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	198,100	152,850	310,450	458,350		
<b>Var</b>	56106,350	34446,020	35113,210	221906,030	<b>5,764</b>	<b>0,001**</b>
<b>Min</b>	1,000	0,000	0,000	1,000		
<b>Max</b>	792,000	662,000	612,000	1641,000		

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

➤ *Effet sur le nombre des attouchements*

Chez les couples témoins, le nombre moyen des attouchements est de 24,650 ± 102,020 contact, avec un minimum de 3,000 attouchements et un maximum de 48,000 attouchements (**Tab. 90**). Pour les couples traités le nombre moyen des attouchements est 6,900±17,460 attouchements dont le minimum est zéro et le maximum est de 12,000 attouchements (**Tab. 90**), chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons noté que le nombre moyen des attouchements est de 25,500 ± 130,260 attouchements, avec un minimum de zéro attouchements et un maximum est de 42,000 attouchements (**Tab. 90**).

Les couples des mâles traités et des femelles témoins font 19,000 attouchements avec une moyenne de 11,050 ± 9,620 (**Tab. 90**), l'analyse statistique montre qu'il existe des différences hautement significatives entre le nombre d'attouchements enregistré chez les 4 types de croisement (F<sub>obs</sub>=6.625 ; p = 0.000\*\*\*) (**Tab. 90**).

**Tableau 90: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* (1 µg/ml) sur le nombre des contacts**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	24,650	25,500	11,050	6,900		
<b>Var</b>	102,02	130,260	9,620	17,460	<b>6,625</b>	<b>0,000***</b>
<b>Min</b>	3,000	0,000	7,000	0,000		
<b>Max</b>	48,000	42,000	19,000	12,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*].

➤ *Effet sur le temps de la première vibration :*

Pour le temps de la première vibration, nous avons notés une diminution du temps de chez les couples dont le mâles sont témoins et la femelles sont traitées, qui mettent en moyenne

188,500 ± 37448,570 secondes dont le minimum est zéro secondes et le maximum est de 720,000 secondes (**Tab. 91**).

Chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont traitées, les mâles prennent de 0,000 à 681,000 secondes pour établir cette étape. Le temps devient plus important chez les couples lorsque les mâles et les femelles sont traités où nous avons enregistré un temps moyen de 505,600 ± 245772,670 secondes, avec un minimum de zéro secondes et un maximum de 1642,000 secondes (**Tab. 91**). L'étude statistique indique les différences hautement significatives entre les différents temps de vibrations enregistrés ( $F_{obs}=7,861$ ;  $p: 0,000***$ ) (**Tab. 91**).

**Tableau 91: Effet d'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur le temps de la première vibration**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	$F_{obs}$	$p$
<b>Moy ±SEM</b>	278,400±43,270	188,500±37448,570	365,200±40619,640	505,600±245772,670		
<b>Var</b>	82061,830	37448,570	40619,640	245772,670	<b>7,861</b>	<b>0,000***</b>
<b>Min</b>	10,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	860,000	720,000	681,000	1642,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*].

➤ **Effet sur le nombre de vibrations :**

Après traitement avec l'extrait éthanolique de notre plante saharienne, le nombre de vibrations ailières diminue chez les couples traités ; il est de 4,150 ± 2,660 vibrations chez les couples traitées (**Tab. 92**), atteint 59,000 vibrations chez les couples témoins s et arrive jusqu'à 36,000 vibrations lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées (**Tab. 92**). Au seuil de signification  $\alpha= 0,05$ , la comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de vibration ( $F_{obs}= 9,709$  ;  $p: <0,0001***$ ) (**Tab. 92**).

**Tableau 92: Effet d'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur le nombre de vibrations**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	$F_{obs}$	$p$
<b>Moy ±SEM</b>	31,150±12,270	22,650±9,710	10,300±3,079	4,150±2,66		
<b>Var</b>	150,550	94,450	9,480	7,080	<b>9,709</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>Min</b>	11,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	59,000	36,000	14,000	8,000		

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

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

Chez les couples traités, nous avons notés que le premier léchage se fait dans  $555,200 \pm 113,200$  secondes (**Tab. 93**). Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré un temps moyen de  $195,500 \pm 43,030$  secondes avec un minimum de zéro secondes et maximum de 726,000 secondes, alors que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de 0,000 à 682,000 secondes (**Tab. 93**). L'analyse statistique révèle les différences très hautement significatives entre les temps du premier léchage ( $F_{\text{obs}}=10,31$  ;  $p : <0,0001^{***}$ ) (**Tab. 93**).

**Tableau 93: Effet d'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur le temps du premier léchage.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	327,400±70,450	195,500±43,030	384,650±43,030	555,200±113,200		
<b>Var</b>	99280,350	37037,210	43128,450	256292,370	<b>10,310</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>Min</b>	12,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	1033,000	726,000	682,000	1648,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*].

➤ **Effet sur le nombre de léchages**

Nos résultats montrent que chez les couples témoins, le nombre de léchage arrive jusqu'à 44,000 léchages tandis que pour les couples traités on a une moyenne de  $2,250 \pm 0.331$  léchages dont le minimum est de zéro et le maximum est de 4,000 léchages (**Tab. 94**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré une moyenne de  $13,350 \pm 6,450$  léchages, par contre chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, le nombre de léchages est plus faible et varie de 0,000 à 6,000 léchages (**Tab. 94**). Nous avons enregistré qu'il existe des différences très hautement significatives entre le nombre de léchage observé chez les quatre croisements ( $F_{\text{obs}}=21,526$ ;  $p : <0,0001^{***}$ ) (**Tab. 94**).

**Tableau 94: Effet d'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur le nombre de léchages.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	24,700±2,517	13,350±6,450	3,000±0,355	2,250±0,331		
<b>Var</b>	126,74	41,6	2,52	2,19	<b>21,526</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>Min</b>	4,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	44,000	22,000	6,000	4,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*].

## ➤ Effet sur le temps de la première tentative d'accouplement

Chez les couples où les deux partenaires sont témoins le temps moyen de la première tentative d'accouplement est de  $351,650 \pm 72,790$  secondes (**Tab. 95**). Ce temps est moins important chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traités le temps moyen de la première tentatives et de  $205,400 \pm 42,460$  secondes avec un minimum de zéro et un maximum de 729,000 secondes; nous avons enregistré que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins, le temps moyen de la première tentative est plus important, il est de  $405,050 \pm 47,180$  secondes, en moyenne et il arrive à  $568,800 \pm 111,810$  secondes lorsque les couples sont traités (**Tab. 95**). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les temps des premières tentatives d'accouplement ( $F_{\text{obs}}=9,321$  ;  $p : <0,0001^{***}$ ) (**Tab. 95**).

**Tableau 95: Effet d'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur le temps de la première tentative.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	$F_{\text{obs}}$	$p$
<b>Moy ±SEM</b>	351,650±72,790	205,400±42,460	405,050±47,180	568,800 ±111,810	<b>9,321</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>Var</b>	105987,810	36071,200	44536,150	250051,110		
<b>Min</b>	13,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	1094,000	729,000	684,000	1648,000		

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **N.g** : *Nicotiana glauca*].

## ➤ Effet 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 tra/ités le nombre de tentatives est de zéro à 23,000 tentatives dont la moyenne est de  $2,450 \pm 4,930$  (**Tab. 96**). Le nombre de tentatives observé chez les couples des mâles témoins et des femelles traitées est de 7,000 à 50,000 tentatives, avec une moyenne de  $6,700 \pm 4,720$  tentatives ; enfin chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins le nombre de tentatives d'accouplement est de zéro à 6 tentatives, avec une moyenne de  $2,950 \pm 1,460$  tentatives (**Tab. 96**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences hautement significatives entre le nombre de tentatives d'accouplement ( $F_{\text{obs}}=4,316$ ;  $p:0,007^{**}$ ) (**Tab. 96**).

**Tableau 96: Effet d'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur le nombre de tentatives d'accouplement**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	19,25±5,59	6,700±4,720	2,950±1,460	2,450±4,930		
<b>Var</b>	31,250	22,320	2,150	24,360	<b>4,316</b>	<b>0,007**</b>
<b>Min</b>	9,000	0,000	0,000	0,00		
<b>Max</b>	32,000	16,000	6,000	23,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*].

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

L'accouplement est effectué dans  $537,500 \pm 99,730$  secondes lorsque les deux partenaires sont témoins ; quand les couples sont traités le temps d'accouplement est nul ; cela signifie que l'extrait éthanolique de la plante *N. glauca* agit significativement sur cette séquence chez les adultes de *D. melanogaster* (**Tab. 97**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles traités nous avons noté un temps moyen de  $20,800 \pm 14,552$  secondes dont le minimum de 0,000 secondes et maximum de 244,000 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps moyen de  $267,700 \pm 60,873$  secondes, dont le minimum est zéro secondes et le maximum est de 690,000 secondes (**Tab. 97**). L'étude statistique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre le temps d'accouplement ( $F_{obs} = 17,908$  ;  $p < 0,0001^{***}$ ) (**Tab. 97**).

**Tableau 97: Effet d'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur le temps du premier accouplement**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	537,500±99,730	20,800±14,552	267,700±60,873	/		
<b>Var</b>	198922,684	4235,116	74110,958	/	<b>17,908</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>Min</b>	72,000	0,000	0,000	/		
<b>Max</b>	1501,000	244,000	690,000	/		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; N.g : *Nicotiana glauca*]

➤ **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  $1062,800 \pm 187,376$  secondes, alors que chez les couples traités, elle est nulle (**Tab. 98**). Les couples des mâles témoins et des femelles traitées, la durée moyenne de l'accouplement est de 0,000 à 387,000 secondes, mais lorsque les mâles sont traités et les

femelles sont témoins, la durée est de 0,000 à 105,000 secondes (**Tab. 98**). Nous avons enregistré qu'il existe des différences hautement significatives entre la durée des accouplements réussis ( $F_{obs}= 38,844$  ;  $p : <0,001^{**}$ ) (**Tab. 98**).

**Tableau 98: Effet d'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur la durée d'accouplement.**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ N.g	♂ N.g X ♀ Tm	♂ N.g X ♀ N.g	$F_{obs}$	$p$
<b>Moy ±SEM</b>	1062,800±187,376	22,350±19,424	22,250±6,858	/		
<b>Var</b>	702198,48	7546,239	940,724	/	<b>38,844</b>	<b>&lt;0,001***</b>
<b>Min</b>	79,000	0,000	0,000	/		
<b>Max</b>	2757,000	387,000	105,000	/		

[**Moy** : Moyenne ; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **N.g**:*Nicotiana glauca*].

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

#### ➤ Effet sur le choix d'oviposition

Le tableau **99** 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 100% de leurs œufs dans le milieu témoin seulement ( $p: 1,000 S$ ) (**Tab. 99**).

Sur les 20 couples traités, 5 femelles sont attirées par le milieu témoin ( $p : 0,970$ ) (**Tab. 99**). Chez les 20 couples dont le mâle est témoin et la femelle est traitée 20 femelles sont attirées par l'odeur de milieu témoin ( $p : 1,000S$ ) par contre quand le mâle est traité et la femelle est témoin, 14 femelles sont attirées par le milieu témoin ( $p: 0.988S$ ) (**Tab. 99**).

Alors que dans le milieu traité, deux femelle des couples témoins sont attirées par ce dernier ; aussi deux femelles sont attirées par ce milieu chez les couples dont le mâles est traité et la femelle est témoin par contre tout les couples traité dont le mâle et la femelle traitée sont attirées par ce dernier ( $p : 1,000S$ ) (**Tab. 99**).

**Tableau 99: Effet de l'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur le choix du site de ponte chez *D. melanogaster***

	N	Milieu témoin			Milieu traité		
		A	NA	P	A	NA	p
♂Tm x ♀Tm	20	20	0	<b>1,000 S</b>	2	18	<b>1,000 S</b>
♂Tm x ♀ N.g	20	7	13	<b>1,000 S</b>	20	0	<b>1,000 S</b>
♂N.g x ♀Tm	17	3	14	<b>0,988</b>	2	18	<b>1,000 S</b>
♂ N.g x ♀ N.g	19	5	14	<b>0,970</b>	19	1	<b>1,000 S</b>

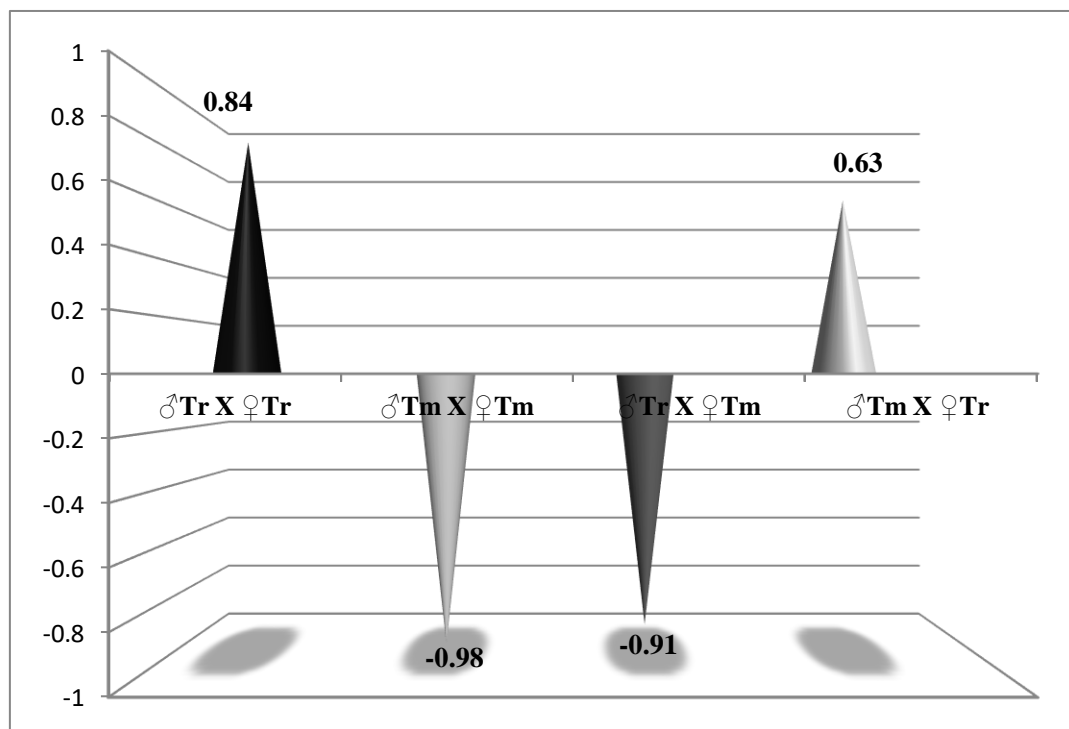
➤ **Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml):**

Les couples témoins (-0,64) et les couples dont la femelles sont témoins et les mâles sont traités ne préfèrent pas le milieu traité avec un indice de préférence négative (-0,91) (**Tab. 99**). Les résultats montrent qu'il existe un effet répulsif de l'extrait aqueux de *N. glauca* (**Tab. 100**).

Un IPO positive (+0,84) a été enregistré chez les couples traités (**Tab. 100**). Ainsi chez les couples dont les femelle sont traités et les mâles sont témoins (+0,63) ce qui montre que les femelles de ces couples sont attractives par le milieu traité (**Tab. 100**).

**Tableau 100: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml)**

♂ <i>N.g</i> X ♀ <i>N.g</i>	♂ Tm X ♀ Tm	♂ <i>N.g</i> X ♀ Tm	♂ Tm X ♀ <i>N.g</i>
+0,84	-0,98	-0,91	+0,63



**Figure 41. Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml)**

## 3.2.7. Effet de l'extrait éthanolique de *N. glauca* (1 µg/ml) sur la fécondité et la fertilité des femelles de *D. melanogaster* :

### ➤ Croisement : mâle témoin et femelle témoin

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples témoins sur le milieu témoin est de 57,300±4,953 avec un minimum de 24,000 et un maximum de 125,000 œufs, par contre les couples témoin ne pondent pas dans le milieu traité (**Tab. 101**). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les deux choix ( $p < 0,0001^{***}$ ) (**Tab. 101**).

**Tableau 101: Effet de l'extrait éthanoliques de *N. glauca* sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles témoins**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	57,300±4,953	24,000	125,000	118,077	<0,0001***
Nombre des œufs pondus dans le milieu traité	/	/	/		

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

Six jours après les tests on observe jusqu'à 29,000 larves dans les milieux témoins et qui sont issues des accouplements des mâles et des femelles témoins dont la moyenne est de 19,000 ±1,326 larves ; on note l'absence totale des larves dans le milieu traité (**Tab. 103**). La comparaison des moyennes montre qu'il existe des différences très hautement significations entre les choix d'oviposition établis ( $p < 0,0001^{***}$ ) (**Tab. 103**).

**Tableau 103: Effet de l'extrait éthanolique de *N. glauca* sur le nombre total larves issues du croisement mâles témoins x femelles témoins**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des larves dans le milieu témoin	19,000 ±1,326	8,000	29,000	703,158	<0,0001***
Nombre des larves dans le milieu traité	/	/	/		

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

## ➤ Croisement : mâle traité et femelle témoin

Les résultats montrent que les femelles témoins accouplées avec des mâles traités avec l'extrait aqueux, peuvent pondre jusqu'à 79,000 œufs dans le milieu témoin avec une moyenne de  $43,200 \pm 5,066$  œufs et jusqu'à 24,000 œufs dans les milieux traités avec le même extrait dont la moyenne de  $1,850 \pm 1,334$  œufs (**Tab. 103**). Cependant l'analyse statistique montre qu'il existe des différences très hautement significative entre les nombres de œufs ( $p : 0,004^{***}$ ) (**Tab. 103**).

**Tableau 103: Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles témoins**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	$43,200 \pm 5,066$	0,000	79,000	14,416	$<0,0001^{***}$
Nombre des œufs pondus dans le milieu traité	$1,850 \pm 1,334$	0,000	24,000		

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

Chez les couples de femelle témoin et mâle traité aux extraits éthanolique de *N. glauca* et dans le milieu témoin, on observe la présence de  $14,950 \pm 1,779$  larves tandis que dans le milieu traité on note l'absence totale des larves (**Tab. 104**). L'analyse statistique montre des différences très hautement significatives entre le nombre de larves dans chaque milieu ( $p : <0.0001^{***}$ ) (**Tab. 104**).

**Tableau 104 : Effet de l'extrait aqueux de *N. glauca* sur le nombre total larves issues du croisement mâles traités x femelles témoins**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des larves dans le milieu témoin	$14,950 \pm 1,779$	0,000	29,000	29,376	$<0,0001^{***}$
Nombre des larves dans le milieu traité	/	/	/		

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

## ➤ Croisement : mâle témoin et femelle traité

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles témoins et femelles traitées sur le milieu témoin est, seulement, de  $9,100 \pm 2,425$  œufs dont le maximum est de 32 œufs, tandis

que celui déposé sur le milieu traité est de  $739,500 \pm 3,894$  œufs dont le maximum est de 84 œufs (**Tab. 105**). Cependant l'analyse statistique par le test « t » de Student ne montre qu'il existe des différences significative entre nombre des œufs pondus dans les deux milieux chez ces couples ( $p : 0,045^*$ ) (**Tab. 105**).

**Tableau 105: Effet de l'extrait éthanolique de *N. glauca* sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles traités**

	Moy± SEM	Min	Max	<i>t</i> obs	<i>p</i>
Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	9,100±2,425	0	32	2,58	0,045*
Nombre des œufs pondus dans le milieu traité	739,500±3,894	15	84		

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

Les femelles traitées et accouplées avec des mâles témoins préfèrent le milieu traité avec un maximum de 64 larves et une moyenne de  $9,600 \pm 1,234$  et 7,000 seulement dans milieu traité avec une moyenne de  $1,500 \pm 2,065$  (**Tab. 106**). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences très hautement significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : <0,0001^{***}$ ) (**Tab. 106**).

**Tableau 106: Effet de l'extrait éthanolique de *N. glauca* sur le nombre total larves issues du croisement mâles témoins x femelles traités**

	Moy± SEM	Min	Max	<i>t</i> obs	<i>p</i>
Nombre des larves dans le milieu témoin	1,500±2,065	0,000	7,000	7,146	<0,0001***
Nombre des larves dans le milieu traité	9,600±1,234	1,000	23,000		

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

### ➤ Croisement : mâle traité et femelle traité

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples composé de mâles traités et femelles traitées est d'en moyenne  $7,400 \pm 0,838$  œuf dont le maximum est de 14,000 œufs dans le milieu traité, on noté l'absence totale des œufs dans le milieu témoin (**Tab. 107**). Cependant l'analyse statistique par le test « t » de Student ne montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les choix établis ( $p : 0,004^{**}$ ) (**Tab. 107**).

**Tableau 107: Effet de l'extrait éthanolique de *N. glauca* sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles traités**

	Moy± SEM	Min	Max	<i>t</i> <sub>obs</sub>	<i>p</i>
Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	/	/	/	3,985	0,004**
Nombre des œufs pondus dans le milieu traité	7,4±0,838	0	14		

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

Le nombre des larves issues des couples dont les mâles et les femelles sont traités est trop faible avec une moyenne de 2,15± 0,371 larve (Tab. 108). De même on note l'absence totale des larves dans le milieu témoin. L'analyse statistique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les choix établis ( $p < 0,0001^{***}$ ) (Tab. 108).

**Tableau 108: Effet de l'extrait éthanolique de *N. glauca* sur le nombre total larves issues du croisement mâles traités x femelle traités**

	Moy± SEM	Min	Max	<i>t</i> <sub>obs</sub>	<i>p</i>
Nombre des larves dans le milieu témoin	/	/	/	55,316	<0,0001***
Nombre des larves dans le milieu traité	2,15±0,371	0,000	5,000		

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

### ***3.3. Effet des extraits aqueux d'Urtica dioica (Urticaceae)***

### 3.3.1 Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae) sur le taux de la mortalité de *D. melanogaster*:

#### 3.3.1. Effet sur la mortalité des larves :

Les tableaux 109, 110, 111, 112 et 113 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 décoction d'*U. dioica*.

**Effet de la concentration 5 µg/ml :** Après correction des taux de la mortalité observée, nous avons enregistré des taux de mortalité allant de 5% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement jusqu'à 55% après 15 jours de traitement avec la plus faible concentration 5µg/ml (**Tab. 109**).

**Tableau 109 : Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 10µg/ml d'*U. dioica***

	2j	5j	10j	15j
<b>R1</b>	0%	5%	15%	60%
<b>R2</b>	5%	5%	30%	50%
<b>R3</b>	10%	10%	20%	50%
<b>R4</b>	5%	5%	25%	55%

**Effet de la concentration 10 µg/ml :** Quand on traite les larves de L2 de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 10 µg/ml les taux de mortalité enregistrés arrivent à 35% au 15<sup>ème</sup> jour de traitement (**Tab. 110**).

**Tableau 110: Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 10 µg/ml d'*U. dioica***

	2j	5j	10j	15j
<b>R1</b>	0%	0%	0%	30%
<b>R2</b>	0%	0%	0%	10%
<b>R3</b>	0%	0%	10%	25%
<b>R4</b>	0%	0%	5%	35%

**Effet de la concentration 20µg/ml :** après 15 jours de traitement des L2 de *D. melanogaster*, la mortalité atteint un taux de 75% après 15 jours de traitement dont le minimum est de 35% pour le 10<sup>ème</sup> d'exposition (**Tab. 111**).

**Tableau 111: Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 20µg/ml d'*U. dioica***

	2j	5j	10j	15j
<b>R1</b>	0%	0%	35%	70%
<b>R2</b>	0%	0%	50%	75%
<b>R3</b>	0%	0%	40%	65%
<b>R4</b>	0%	0%	40%	70%

**Effet de la concentration 60 µg/ml :** Les taux de la mortalité obtenus par la concentration 60µg/ml sont de 5% au 5<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 60% après 15 jours. Avec des valeurs intermédiaires au 5<sup>ème</sup> et 10<sup>ème</sup> jour (**Tab. 112**).

**Tableau 112: Taux de la mortalité corrigée chez les larves L2 de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 60 µg/ml d'*U. dioica***

	2J	5J	10J	15J
<b>R1</b>	0%	0%	20%	55%
<b>R2</b>	0%	0%	30%	40%
<b>R3</b>	0%	0%	0%	65%
<b>R4</b>	0%	5%	45%	60%

Les résultats montrent que les extraits aqueux d'*U. dioica* agissent sur la mortalité des larves en fonction de la concentration appliquée. Quatre concentrations utilisées présentent une faible activité larvicide à la fin du suivi de la mortalité (15 jours après le traitement) (**Tab. 113**).

On arrive à tuer 56,827% de la population après 15 jours de traitement avec la concentration 20 µg/ml (**Tab. 113**). Il existe des différences hautement significatives entre les taux de mortalité enregistrée en fonction des concentrations et des temps d'exposition ( $p$ ; 0,621 ; 0,020\* ; 0,030\* ; 0,003\*\*) (**Tab. 113**).

**Tableau 113 : Taux de mortalité provoquée par les différentes concentrations de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica***

	5 µg/ml	10 µg/ml	20 µg/ml	60 µg/ml	F <sub>obs</sub>	p
<b>2j</b>	11,067%	0,00%	0,00%	0,00%	-	-
<b>5j</b>	14,297%	0,00%	0,00%	0,00%	<b>16,000</b>	<b>0,001**</b>
<b>10j</b>	28,142%	4,607%	39,932%	25,477%	<b>5,825</b>	<b>0,021*</b>
<b>15j</b>	47,16%	20,41%	56,827%	47,9%	<b>2,767</b>	<b>0,11</b>
<b>F<sub>obs</sub></b>	<b>0,621</b>	<b>4,826</b>	<b>5,047</b>	<b>9,239</b>		
<b>p</b>	<b>0,621</b>	<b>0,020*</b>	<b>0,030*</b>	<b>0,003**</b>		

## Les paramètres toxicologiques:

Les taux de mortalité des larves sont faiblement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait aqueux utilisé (**Tab. 114A**). La concentration létale de 50% atteint 1,99µg/ml à 10 jours et 15,13 µg/ml à 15 jours d'exposition (**Tab. 114A**). 90% des larves meurent avec la concentration de 891µg/ml au bout de 15 jours (**Tab. 114A**).

Pour les temps létaux, les résultats montrent qu'il existe une très forte corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des larves aux extraits de la plante (**Tab. 114B**). Nos résultats indiquent que le TL50% est de 19,95 jours pour les faibles concentrations et de 13,48 jours pour la concentration la plus élevée. Le TL90% atteint 21,87 jours pour la plus forte concentration (**Tab. 114B**).

**Tableau 114: Paramètres toxicologiques de l'effet larvicide d'extraits aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*) sur les larves L<sub>2</sub> de *D. melanogaster***

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

A									
Temps	Droite de régression	CL <sub>50%</sub>	CL <sub>90%</sub>	CL <sub>84%</sub>	CL <sub>16%</sub>	SLOPE	JCL <sub>50%</sub>	lim.Inf	lim.Sup
2 jours	Y=3,88-2,54X(R=0.711)	0,36	0,11	0,14	0,891	0,79	0,96	0,37	0,34
5 jours	Y=1,7-0,12X(R=0.033)	3,16×10 <sup>-28</sup>	6,91×10 <sup>-39</sup>	1,77×10 <sup>-36</sup>	6,81×10 <sup>-20</sup>	4,46×10 <sup>-49</sup>	5,20×10 <sup>-7</sup>	6,07×10 <sup>-36</sup>	1,64×10 <sup>-34</sup>
10 jours	Y=3,61+0,42X(R=0.307)	19,95	95,49	464158,88	8,483	467,83	2,22	898,76	4429,49
15 jours	Y=4,62+0,32X(R=0.307)	24,54	42,65	19109,52	0,011	2638,47	2,78	5,44	42,06
B									
Concentrations	Droite de régression	TL <sub>50%</sub>	TL <sub>90%</sub>	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	JTL <sub>50%</sub>	lim,Inf	lim,Sup
5 µg/ml	Y=2,53+1,89X(R=0,903)	19,95	95,49	69,18	5,88	6,86	1,28	15,58	25,53
10 µg/ml	Y=-2,27+5,23X(R=0,905)	24,54	42,65	38,01	15,48	3,13	1,15	21,33	28,22
20 µg/ml	Y=-2,98+6,99X(R=0,900)	13,80	20,89	19,18	9,77	2,80	1,14	12,10	15,73
60 µg/ml	Y=-1,59+5,83X(R=0,996)	13,48	21,87	19,95	8,91	2,99	1,15	11,72	15,50

### 3.3.2. Effet de l'extrait aqueux sur la mortalité des adultes de *D. melanogaster*:

Les tableaux 115, 116, 117, 118, 119, 120, 121, 122, 123, 124 et 125 montrent l'évolution des taux de mortalité chez les adultes (mâles ; femelles) de *D. melanogaster* en fonction du temps d'exposition en utilisant diverses concentrations de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica*.

*Effet de la concentration 5µg/ml chez les mâles :* Quand on traite les mâles de *D. melanogaster* avec la dose de 5µg/ml, nous avons enregistré un taux de mortalité de 25% au bout de 15<sup>ème</sup> jours de traitement (**Tab. 115**).

**Tableau 115: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 5µg/ml d'*Urtica dioica***

Temps	Mâle			
	2J	5J	10J	15J
R1	0%	0%	5%	25%
R2	5%	5%	5%	15%
R3	0%	5%	15%	20%
R4	0%	20%	20%	25%

*Effet de la concentration 5µg/ml chez femelles* : Les taux de la mortalité obtenus par la concentration 5µg/ml chez les femelles sont de 20% au 10<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 25% après 25 jours (Tab. 116).

**Tableau 116: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 5µg/ml d'*Urtica dioica***

Temps	Femelle			
	2J	5J	10J	15J
R1	0%	0%	0%	20%
R2	5%	5%	5%	10%
R3	0%	5%	10%	20%
R4	0%	0%	20%	25%

*Effet de la concentration 10µg/ml chez les mâles* : Quand on traite les mâles de *D. melanogaster* en augmentant la dose à 10µg/ml, les taux de mortalité enregistrés sont de 5% au 10<sup>ème</sup> jour du traitement et arrivent jusqu'à 35% après 15 jours du traitement (Tab. 117).

**Tableau 117: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 10µg/ml de d'*Urtica dioica***

Temps	Mâle			
	2J	5J	10J	15J
R1	0%	0%	20%	40%
R2	0%	0%	10%	35%
R3	0%	0%	15%	50%
R4	0%	0%	5%	35%

*Effet de la concentration 10 µg/ml chez les femelles* : Comme pour les mâles on traite les femelles de *D. melanogaster* avec la dose à 10µg/ml, les taux de mortalité enregistrés arrivent à 25% au 15<sup>ème</sup> jour d'exposition (Tab.118).

**Tableau 118: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 10µg/ml d'*Urtica dioica***

Femelle				
Temps	2J	5J	10J	15J
R1	0%	0%	0%	20%
R2	0%	0%	0%	25%
R3	0%	0%	10%	20%
R4	0%	0%	0%	25%

*Effet de la concentration 20µg/ml chez les mâles* : La concentration 20µg/ml provoque une mortalité de 50% chez les mâles au bout de 15<sup>ème</sup> jours d'exposition dont le minimum est de 0% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement (Tab.119).

**Tableau 119: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 20µg/ml d'*Urtica dioica***

Mâle				
Temps	2J	5J	10J	15J
R1	5%	5%	40%	50%
R2	0%	5%	35%	55%
R3	0%	5%	30%	50%
R4	0%	0%	35%	50%

*Effet de la concentration 50 µg/ml chez les femelles* : De même la concentration 20 µg/ml provoque des taux de la mortalité remarquable chez les femelles de *D. melanogaster* sont de 0% au 2<sup>ème</sup> jour et arrivent jusqu'à 30% après 15 jours du traitement (Tab.120).

**Tableau 120: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 20µg/ml d'*Urtica dioica***

Femelle				
Temps	2J	5J	10J	15J
R1	0%	0%	20%	35%
R2	0%	0%	15%	40%
R3	0%	0%	15%	45%
R4	0%	0%	10%	30%

*Effet de la concentration 60µg/ml chez les mâles* : Après correction des taux de la mortalité observée, nous avons enregistré des taux de mortalité allant de 5% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement jusqu'à 65% après 15 jours de traitement chez les mâles de *D. melanogaster* (Tab. 121).

**Tableau 121: Taux de la mortalité corrigée chez les mâles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 60µg/ml de *d'Urtica dioica***

Mâle				
Temps	2J	5J	10J	15J
<b>R1</b>	5%	10%	50%	65%
<b>R2</b>	0%	10%	35%	50%
<b>R3</b>	0%	10%	35%	60%
<b>R4</b>	5%	20%	35%	45%

**Effet de la concentration 75µg/ml chez les femelles :** après le traitement des femelles avec la concentration 60µg/ml, nous avons enregistré des taux de mortalité allant de 10% au 2<sup>ème</sup> jour du traitement jusqu'à 40% après 15<sup>ème</sup> jours du traitement de *D. melanogaster* (**Tab. 122**).

**Tableau 122: Taux de la mortalité corrigée chez les femelles de *D. melanogaster* après traitement par la concentration 60µg/ml de *d'Urtica dioica***

Femelle				
Temps	2J	5J	10J	15J
<b>R1</b>	0%	0%	40%	30%
<b>R2</b>	0%	0%	10%	35%
<b>R3</b>	0%	5%	15%	30%
<b>R4</b>	5%	10%	30%	40%

Les résultats montrent que l'extrait aqueux *d'Urtica dioica* agit sur la mortalité des adultes (mâles, femelles) en fonction de la concentration appliquée. La concentration 60 µg/ml présente une mortalité de 41,90% chez les mâles (**Tab. 123**) et une mortalité de 35,48% chez les après 15 jours d'exposition. Ce qui explique que la plus forte concentration tue la moitié de la population de *D. melanogaster* (**Tab. 123**).

Par contre les faibles concentrations (50 µg/ml) présentent une mortalité de 27,34% chez les mâles ( $F_{obs}=1,37; p=0,007^{**}$ ) au bout de 15 jours du traitement et une mortalité de 25,39% chez les femelles ( $F_{obs}=9,963; p=0,005^{**}$ ) (**Tab. 123**).

**Tableau 123: Taux de mortalité des adultes (mâles ; femelles) provoquée par les différentes concentrations d'*Urtica dioica***

Mâle	5µg/ml	10µg/ml	20µg/ml	60µg/ml	F <sub>obs</sub>	p
<b>2j</b>	3,230%	0,00%	3,23%	6,46%	<b>3,000</b>	<b>0,073*</b>
<b>5j</b>	13,10%	0,00%	9,69%	21,32%	<b>1,704</b>	<b>0,219</b>
<b>10j</b>	18,80%	20,17%	36,24%	38,45%	<b>3,131</b>	<b>0,066*</b>
<b>15j</b>	27,34%	39,19%	47,18%	41,90%	<b>0,459</b>	<b>0,716</b>
<b>F<sub>obs</sub></b>	<b>1,37</b>	<b>1,37</b>	<b>2,69</b>	<b>4,72</b>		
<b>p</b>	<b>0,007**</b>	<b>0,29</b>	<b>0,12</b>	<b>0,04*</b>		
Femelle	5µg/ml	10µg/ml	20µg/ml	60µg/ml	F <sub>obs</sub>	p
<b>2j</b>	3,23%	0,00%	0,00%	3,23%	<b>6,000</b>	<b>0,010*</b>
<b>5j</b>	6,46%	0,00%	0,00%	7,83%	<b>20,444</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>10j</b>	19,08%	4,60%	22,64%	28,41%	<b>1,658</b>	<b>0,229</b>
<b>15j</b>	25,39%	28,28%	37,71%	35,48%	<b>2,542</b>	<b>0,105</b>
<b>F<sub>obs</sub></b>	<b>9,963</b>	<b>16,37</b>	<b>0,39</b>	<b>1,48</b>		<sup>2</sup>
<b>p</b>	<b>0,005**</b>	<b>0,001**</b>	<b>0,76</b>	<b>0,26</b>		

### Les paramètres toxicologiques :

Les taux de mortalité des mâles sont faiblement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 124A**). La concentration létale de 50% atteint 35,01 µg/ml au 15<sup>ème</sup> jour (**Tab. 124A**). 90% des mâles meurent avec la concentration de 1460,68 µg/ml au bout de 15 jours d'exposition. (**Tab. 124A**).

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 aux extraits de la plante (**Tab. 124A**). Nos résultats indiquent que le TL50% chez les mâles est de 7,58 jours pour la plus forte concentration et de 47,86 jours pour la concentration la plus faible (5µg/ml). Le TL90% atteint 20,41 pour la plus forte concentration (**Tab. 124B**).

**Tableau124: Paramètres toxicologiques d'extraits aqueux d'*Urtica dioica* sur les mâles de *D. melanogaster*.**

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

<b>A</b>									
Temps	Droite de régression	CL 50%	CL 90%	CL 84%	CL16%	SLOPE	jel50%	lim,Inf	lim,Sup
2 jours	Y=1,07+0,82X ( <b>R=0,28</b> )	62041,6	2238721,13	10 <sup>6</sup>	3742,57	32,69	1,57	39441,57	97591,42
5 jours	Y=1,10+1,31X ( <b>R=0,33</b> )	14125,37	9549,92	199,52	5754,39	71,20	1,74	198,39	1,00 <sup>7</sup>
10 jours	Y=3,07+0,95X ( <b>R=0,91</b> )	107,15	2344,22	1174,89	9,33	22,44	1,49	71,91	159,65
15 jours	Y=3,78+0,79X ( <b>R=0,94</b> )	35,01	1460,68	627,28	1,89	36,44	1,59	22,01	55,66
<b>B</b>									
Concentrations	Droite de régression	TL50%	TL90%	TL84%	TL16%	SLOPE	JTL50%	lim,Inf	lim,Sup
5 µg/ml	Y=2,32+1,59X ( <b>R=0,98</b> )	47,86	263,02	199,52	11,22	8,43	1,31	36,53	62,69
10 µg/ml	Y=-2,5+5,87X ( <b>R=0,90</b> )	18,62	30,90	27,54	12,58	2,95	1,15	16,19	21,41
20 µg/ml	Y=2,14+7,14X ( <b>R=0,96</b> )	15,84	45,70	36,30	6,76	4,63	1,22	12,98	19,32
60 µg/ml	Y=2,34+2,29X ( <b>R=0,99</b> )	7,58	20,41	16,59	4,78	3,77	1,18	6,89	8,94

De même les taux de mortalité des femelles sont fortement et positivement corrélés aux concentrations de l'extrait utilisé (**Tab. 125A**). La concentration létale de 50% atteint 190,54 µg/ml au 15<sup>ème</sup> jour d'exposition (**Tab. 125B**). 16% des femelles meurent avec la concentration 3,89 µg/ml après 15 jours du traitement (**Tab. 125B**).

Les résultats montrent aussi qu'il existe une forte corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des femelles avec *U. dioica* (**Tab. 125A**). Nos résultats indiquent que le TL50% de 24,54 jours pour la forte concentration et de 72.44 jours pour la faible concentration (5 µg/ml) (**Tab. 125B**).

**Tableau 125: Paramètres toxicologiques d'extraits aqueux d'*Urtica dioica* sur les femelles de *D. melanogaster*.**

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

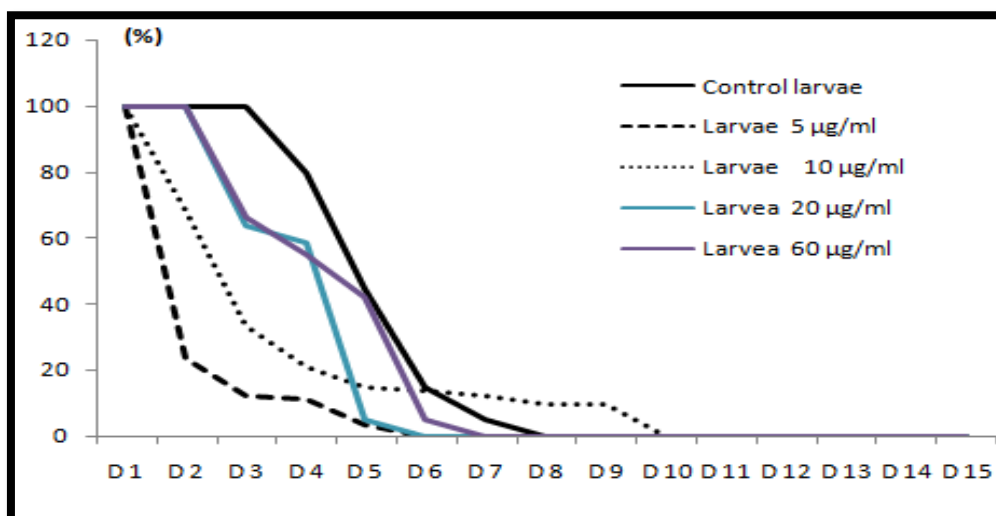
A									
Femelle	Droite de régression	CL <sub>50%</sub>	CL <sub>90%</sub>	CL <sub>84%</sub>	CL <sub>16%</sub>	SLOPE	fTL <sub>50%</sub>	lim,Inf	lim,Sup
2 jours	Y=0,95+0,34X (R=0,100)	2,42*10 <sup>10</sup>	4,64*10 <sup>3</sup>	8,76*10 <sup>12</sup>	6*10 <sup>6</sup>	3,61	856,30	2,8*10 <sup>7</sup>	2,07*10 <sup>13</sup>
5 jours	Y=0,80+0,66X (R=0,16)	2,29*10 <sup>6</sup>	1,90*10 <sup>8</sup>	7,24*10 <sup>7</sup>	7054,02	3,18*10 <sup>13</sup>	56,92	38650,73	1,3*10 <sup>8</sup>
10 jours	Y=2,74+0,82X (R=0,70)	562,34	20417,37	9120,10	33,88	32,81	1,57	358,17	882,87
15 jours	Y=3,65+0,59X (R=0,84)	190,54	19054,60	9120,10	3,89	96,84	1,81	103,55	344,87

B									
Femelle	Droite de régression	TL <sub>50%</sub>	TL <sub>90%</sub>	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	fTL <sub>50%</sub>	lim,Inf	lim,Sup
5µg/ml	Y=2,15+1,53X (R=0,96)	72,44	489,77	316,22	12,30	10,25	1,53	47,34	110,83
10 µg/ml	Y=-2,21+5,07X (R=0,90)	26,30	46,77	40,73	16,59	3,13	1,15	22,86	30,24
20 µg/ml	Y=-2,51+5,88X (R=0,90)	18,62	30,90	27,54	12,58	2,95	1,15	16,19	21,41
60 µg/ml	Y=1,95+2,19X (R=0,97)	24,54	93,32	69,18	8,51	5,70	1,25	19,63	30,67

### 3.3.3. Effet de l'extrait aqueux sur le développement de *D. melanogaster*:

L'ortie agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une l'accélération dans la croissance des larves en pupes et la croissance des pupes en adultes et ce pour les quatre concentrations. Pour le stade adulte on enregistre une activité de l'extrait sur le développement ; seule 45% de la population traitée avec les extraits aqueux d'*Urtica dioica* n'atteint pas le stade adulte (Fig. 42)



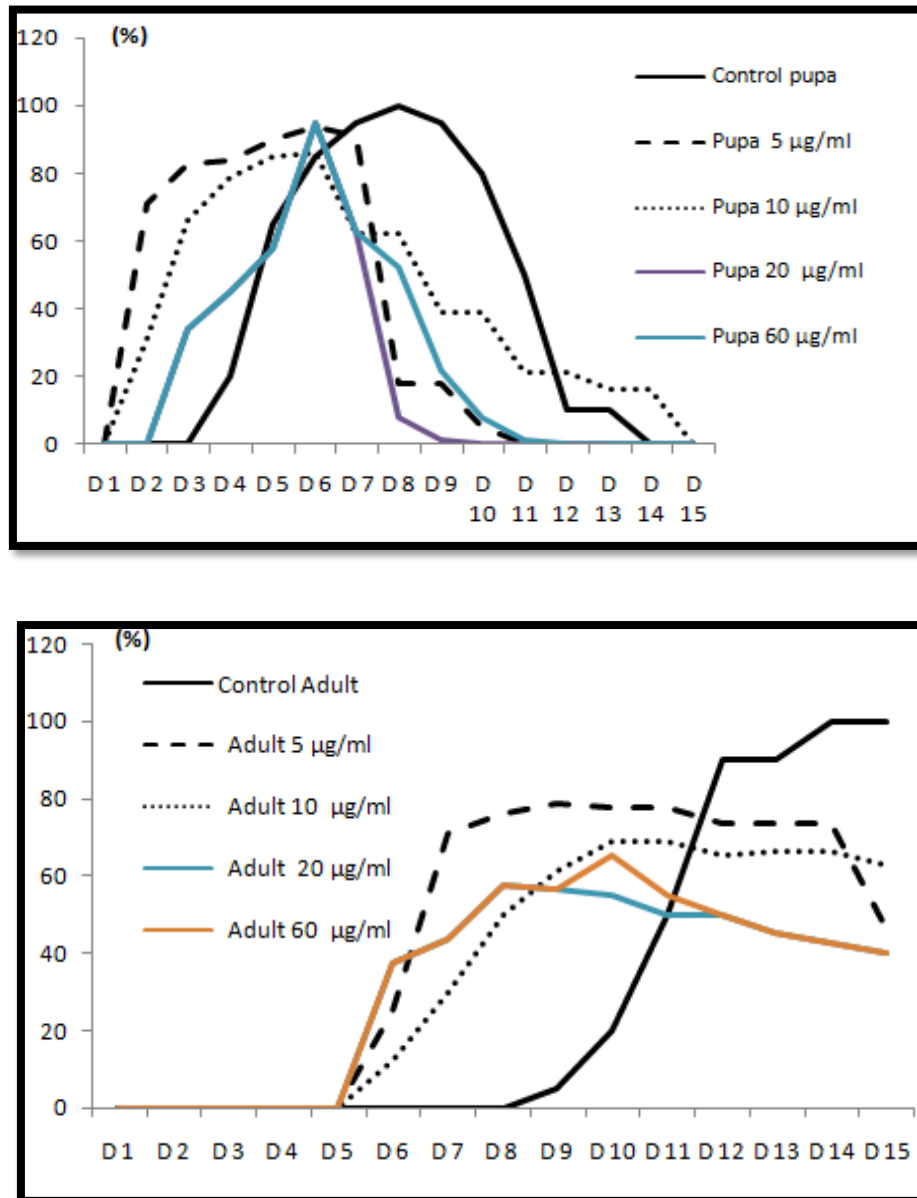


Figure 42. Effet de l'extrait éthanolique d'*Urtica dioica* sur le développement de *D. melanogaster* (A : Développement des larves ; B : Développement des pupes ; C : Développement des adultes)

### 3.3.4. Effet sur l'attractivité alimentaire des larves de *D. melanogaster*

#### A-Chez les larves témoins

##### ➤ Le premier choix de la larve

Durant les premières minutes du test, nous avons remarqué que 54% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin par contre 16% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité (Tab. 126).

En ce qui concerne l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture testés, nous avons observé que 98% des larves témoins sont attirées et 2% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. Pour le choix entre les deux milieux traités, 78% des larves font leurs choix et 22% des larves ne sont pas attirées (**Tab. 126**).

**Tableau 126: Le premier choix d'attractivité des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae)**

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x <i>U.d</i>	<i>U.d</i> x <i>U.d</i>
Milieu Témoin	98%	54%	-
Milieu Traité	-	16%	78%
Aucun choix	2%	30%	22%

[Tm : Témoin ; *U.d* : *Urtica dioica*]

➤ **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 seulement 16% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité et 46% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 127**).

Concernant l'observation d'attraction des larves par les odeurs des milieux de culture témoins, nous avons observé que 54% des larves témoins sont attirées et 44% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins. Pour le choix entre les deux milieux traités, 42% des larves font leurs choix par contre 58% des larves ne sont pas attirées (**Tab. 127**).

**Tableau 127 : Choix après 30 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae)**

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x <i>U.d</i>	<i>U.d</i> x <i>U.d</i>
Milieu Témoin	54%	38%	-
Milieu Traité	-	16%	42%
Aucun choix	44%	46%	58%

[Tm : Témoin ; *U.d* : *Urtica dioica*]

➤ **Choix des larves témoins après 60 minutes d'observation**

Après 60 minutes d'observation, nous avons enregistré que 26% des larves témoins ont choisis le milieu témoin et 48% des larves ont choisis le milieu traité cependant, 26% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 128**).

En ce qui concerne l'observation du choix à 60 minutes, 52% des larves témoins préfèrent le milieu témoin tandis que 48% des larves témoins ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Tab. 128**).

Concernant le choix entre les deux milieux traités avec l'extrait de *U. dioica* (*Urticaceae*), 72% des larves témoins de *D. melanogaster* font leurs choix pour le milieu de culture testé et uniquement 28% des larves témoins ne font pas leur choix lors de ce test (**Tab. 128**).

**Tableau 128: Choix après 60 minutes des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testés par l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*).**

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x <i>U.d</i>	<i>U.d</i> x <i>U.d</i>
Milieu Témoin	52%	26%	-
Milieu Traité	-	48%	72%
Aucun choix	48%	26%	28%

[Tm : Témoin ; *U.d* : *Urtica dioica*]

### ➤ Temps de détection

À la présence de deux odeurs différentes (témoin vs traitée), les larves témoins se déplacent plus rapidement vers le milieu témoin avec  $293,780 \pm 66,881$  secondes en minimum de 0 et en maximum de 1680, et plus lentement vers le milieu traité avec l'extrait aqueux de *U. dioica* (*Urticaceae*) moyenne de  $154,760 \pm 50,524$  secondes avec un minimum de 0 et un maximum de 1402 ( $F_{\text{obs}} = 1,752$ ;  $p = 0,052^*$ ) (**Tab. 129**).

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  $423,680 \pm 62,542$  secondes en moyenne ( $F_{\text{obs}} = 1,764$ ;  $p = 0,050^*$ ). Cependant, elles mettent plus de  $164,420 \pm 40,863$  secondes pour détecter l'odeur provenant du milieu traité ( $F_{\text{obs}} = 1,284$ ;  $p = 0,384$ ) (**Tab. 129**).

**Tableau 129: Temps de détection (secondes) des larves témoins en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae)]**

Milieu	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs.</sub>	p
Témoin X Traité	Milieu témoin	27	293,780±66,881	0,000	1680,000	223654,338	1,752	0,052*
	Milieu traité	8	154,760±50,524	0,000	1402,000	127632,635		
Témoin X Témoin	A	20	488,980±83,063	0,000	1749,000	344972,183	1,764	0,050*
	B	29	423,680±62,542	0,000	1550,000	195576,712		
Traité X Traité	A	17	164,420±40,863	0,000	1061,000	83490,330	1,284	0,384
	B	22	240,820±46,310	0,000	1080,000	107231,865		

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

➤ *Le temps passé dans chaque milieu*

On enregistre que les larves témoins passent 461,740±82,434 secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins en minimum de 0 et un maximum de 1548secondes. Alors que ces asticots mettent 120,640±43,021 secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 0 et un maximum de 1164 secondes à la présence des deux odeurs différents (F<sub>obs</sub>=3,672; p=0,0001\*\*\*) (Tab. 130).

Les larves témoins passent plus de temps de 436,120±77,085 secondes dans le milieu témoin (F<sub>obs</sub>=1,666; p : 0,077\*), et plus de 271,500±76,032 secondes dans le milieu traité par l'extrait aqueux d'*U. dioica* (Urticaceae) lorsque ces dernières sont exposées aux deux sources odorantes similaires traité et traité (Tab. 130).

**Tableau 130: Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves témoins**

Milieu	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs.</sub>	p
Témoin X Traité	Milieu témoin	27	461,740±82,434	0,000	1548,000	339767,339	3,672	0,0001***
	Milieu traité	8	120,640±43,021	0,000	1164,000	92540,398		
Témoin X Témoin	A	20	237,900±59,717	0,000	1572,000	178306,459	1,666	0,077*
	B	29	436,120±77,085	0,000	1730,000	297103,659		
Traité X Traité	A	17	271,500±76,032	0,000	1650,000	289045,153	1,012	0,966
	B	22	289,500±76,503	0,000	1730,000	292634,337		

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

### ➤ Le choix du pupation

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 24% des larves témoins font leurs choix pour la pupation dans le milieu témoin et 38% dans le milieu traité de même 38% de ces derniers ne font pas leur choix en présence du milieu témoin et traité en même temps (**Tab. 131**).

48% des larves témoins ont marqué la présence de leur pupe sur les papiers imbibés des milieux de culture témoins et 52% d'entre elles ne font pas leur choix quand les deux milieux sont témoins, pour la pupation dans les boites contenant deux milieux traités, 74% des larves témoins font leurs choix pour la pupation dans le milieu de culture testé comme on note l'absence de 26% de pupe après ces tests (**Tab. 131**).

**Tableau 131 : Pupation des larves témoins vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae).**

	Larves Témoins		
	Tm x Tm	Tm x U.d	U.d x U.d
Milieu Témoin	48%	24%	/
Milieu Traité	/	38%	74%
Aucun choix	52%	38%	26%

[Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

## B- Chez les larves traitées avec l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*)

### ➤ *Le premier choix de la larve*

Comme un premier choix, nous avons remarqué que 62% des larves traitées avec l'extrait aqueux d'*U. dioica* (*Urticaceae*) attirées par l'odeur du milieu témoin durant les premières minutes du test et 30% des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 8% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 132**).

En ce qui concerne l'observation de l'attraction des larves traitées par les milieux témoins, 88% des larves traité sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et 12% d'entre elles ne font pas leur choix (**Tab. 132**).

Pour le choix entre deux milieux traités, 84% des larves font leurs choix et sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, par contre 16% des larves ne sont pas attirées (**Tab. 132**).

**Tableau 132 : Le premier choix d'attractivité des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*)**

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x <i>U.d</i>	<i>U.d</i> x <i>U.d</i>
Milieu Témoin	88%	62%	-
Milieu Traité	-	30%	84%
Aucun choix	12%	8%	16%

[Tm : Témoin ; *U.d* : *Urtica dioica*]

### ➤ *Choix des larves traitées après 30 minutes d'observation*

Quant aux larves traitées avec l'extrait d'*U. dioica* (*Urticaceae*), nous avons observé que 46% des larves sont attirées par l'odeur du milieu témoin durant les 30 premières minutes du test et seulement 26% des larves sont attirées par l'odeur du milieu traité, par contre 28% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 133**).

En ce qui concerne l'observation de l'attraction des larves traitées par les milieux témoins, 62% des larves traité sont attirées par les deux odeurs de ces milieux et 38% d'entre elles ne font pas leur choix. Pour le choix entre deux milieux traités, 52% des larves font leurs choix et sont attirées par l'odeur du milieu de culture testé, et 48% des larves ne sont pas attirées (**Tab. 133**).

**Tableau 133: Choix après 30 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*)**

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x <i>U.d</i>	<i>U.d</i> x <i>U.d</i>
Milieu Témoin	62%	46%	-
Milieu Traité	-	26%	52%
Aucun choix	38%	28%	48%

[Tm : Témoin ; *U.d* : *Urtica dioica*]

➤ **Choix des larves traitées après 60 minutes d'observation**

Pour les larves traitées et au bout d'une heure d'observation, 46% d'entre elles choisissent le milieu témoin et 44% ont choisis le milieu traité, par contre 10% de ces derniers ne font pas leur choix (**Tab. 134**).

En ce qui concerne le choix des larves traitées pour les deux odeurs témoins, nous avons observé que 70% des larves font un choix et seulement 30% d'entre elles ne font pas leur choix.

Pour le choix entre les deux milieux traités avec *U. dioica* (*Urticaceae*), nous avons enregistré que 68% des larves traitées font leurs choix par contre 32% de ces larves ne font pas leur choix (**Tab. 134**).

**Tableau 134: Choix après 60 minutes des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*)**

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x <i>U.d</i>	<i>U.d</i> x <i>U.d</i>
Milieu Témoin	70%	46%	-
Milieu Traité	-	44%	68%
Aucun choix	30%	10%	32%

[Tm : Témoin ; *U.d* : *Urtica dioica*]

➤ **Le temps de détections**

En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne  $207,160 \pm 53,071$  et  $395,320 \pm 52,891$  secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à l'extrait aqueux *U. dioica* (*Urticaceae*) ( $F_{obs} = 1,007$ ;  $p : 0,981$  non significative (**Tab. 135**)).

En outre, elles mettent entre moins de  $141,380 \pm 35,150$  secondes pour localiser l'odeur témoin ( $F_{obs} = 14,084$ ;  $p = 0,137$ ), et  $290,900 \pm 56,422$  secondes pour l'odeur traitée ( $F_{obs} = 1,246$ ;  $p = 0,444$ ), lorsqu'on utilise deux milieux similaires dans l'acène du test (**Tab. 135**).

**Tableau 135 : Temps de détection (secondes) des larves traitées en réponse aux différentes odeurs du milieu testées [milieu témoin; milieu traité à l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*)**

Milieu	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Var	F <sub>obs</sub>	p
Témoin X Traité	Milieu témoin	31	207,160±53,071	0,000	1534,000	1398722,22	<b>1007</b>	<b>0,981</b>
	Milieu traité	15	395,320±52,891	0,000	1784,000	140827,402		
Témoin X Témoin	A	44	75,667±38,238	18,00 0	148,000	4386,333	<b>14,084</b>	<b>01,37</b>
	B	6	141,380±35,150	0,000	1000,000	61776,649		
Traité X Traité	A	42	325,020±62,978	0,000	1363,000	1983144,69	<b>1,246</b>	<b>0,444</b>
	B	8	290,900±56,422	0,000	1498,000	159173,602		

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

➤ *Le temps passé dans chaque milieu*

Pour le temps passé dans le milieu qui contient des papiers témoin et d'autre imbibés dans l'extrait aqueux d'*U. dioica*, Les larves traitées passent 606,280±83,257 secondes au niveau des papiers imbibés dans les milieux témoins avec un minimum de 0 et un maximum de 16990,00 secondes (**Tab. 136**).

Ces dernières mettent 356,960±86,842 secondes en moyenne dans le milieu traité avec un minimum de 0 et un maximum de 2109,000 secondes en présence des deux odeurs différents (F<sub>obs</sub>=1,088; p=0,769) (**Tab.136**).

Tandis qu'elles passent plus de 426,580±89,504 secondes dans le milieu témoin (F<sub>obs</sub>=1,252; p=0,434), et plus de 310,980±67,180 secondes dans le milieu traité par l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*) lorsque ces dernières sont exposées aux deux sources odorantes différentes (F<sub>obs</sub>=1,151; p=0,625) (**Tab. 136**).

**Tableau 136 : Le temps passé (secondes) dans chaque milieu des larves traitées par l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*)**

Milieux	Choix	N	Moy±SEM	Min	Max	Variance	F <sub>obs</sub>	p
Témoin X Traité	Milieu témoin	29	606,280±83,257	0,000	1699,000	346585,430	1,088	0,769
	Milieu traité	18	356,960±86,842	0,000	2109,000	377079,713		
Témoin X Témoin	A	26	583,880±1001,67	0,000	2280,000	501673,700	1,252	0,434
	B	18	426,580±89,504	0,000	2160,000	400544,330		
Traité X Traité	A	25	310,980±67,180	0,000	1655,000	225660,632	1,151	0,625
	B	22	351,380±72,067	0,000	1644,000	259682,893		

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

### ➤ Le choix du pupation

L'observation de la chrysalide des larves traitées après les tests a montré que 42% des larves font leurs choix pour le milieu témoin, et 34% pour le milieu traité et uniquement 24% de ces derniers ne font pas leur choix lorsque les deux milieux sont présents dans la boîte de test (Tab. 137).

En ce qui concerne l'observation de la pupation des larves traitées au niveau des arènes contenant deux milieux témoins, ont marqué la présence de 52% de pupe sur les milieux témoins et 48% ne font aucun choix. Pour les tests de deux milieux traités, 70% des larves traitées font leurs choix pour la pupation dans le milieu de culture testée 30% ne choisissent pas ce milieu (Tab. 137).

**Tableau 137 : Pupation des larves traitées vis-à-vis les différentes odeurs des milieux testées par l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*)**

	Larves Traitées		
	Tm x Tm	Tm x U.d	U.d x U.d
Milieu Témoin	52%	42%	-
Milieu Traité	-	34%	70%
Aucun choix	48%	24%	30%

[Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

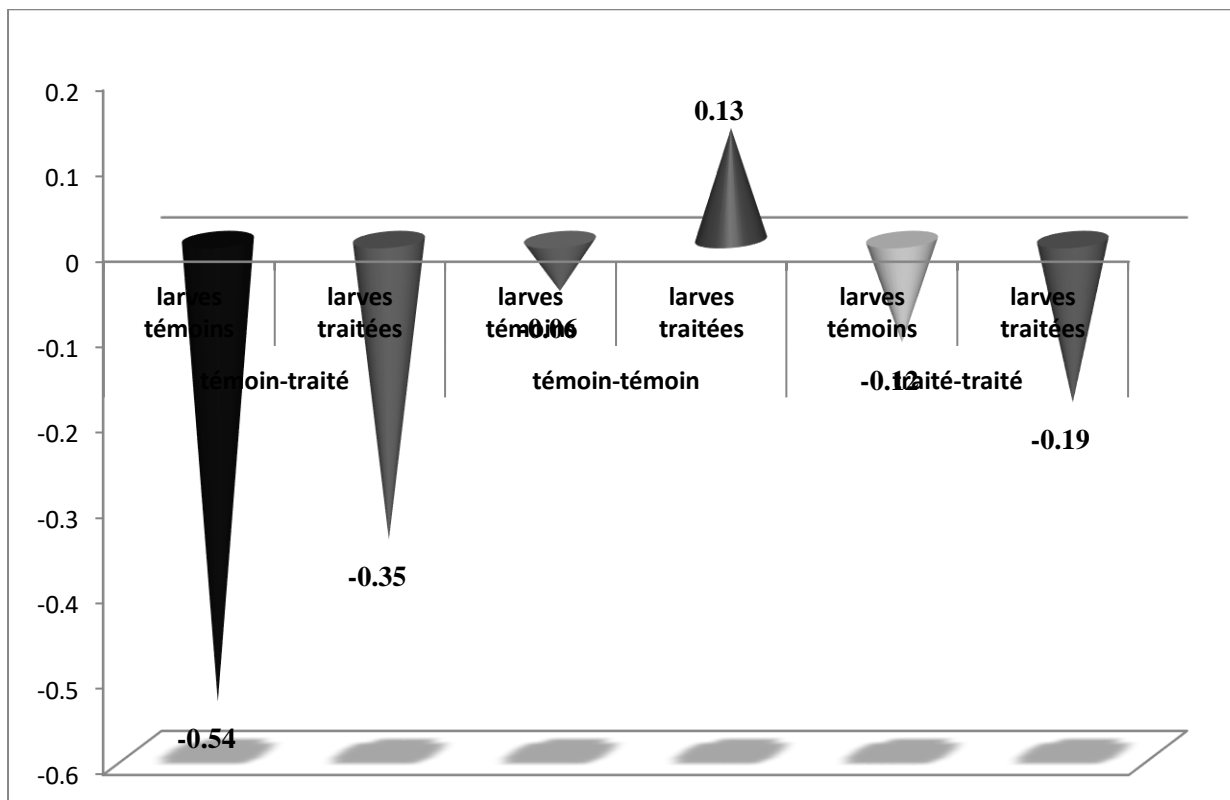
### C-Indice d'attraction :

Le calcul de l'indice de réponse (IR) confirme les résultats obtenus dans le tableau précédant montre des valeurs négatives pour les larves témoins et traité quand le papier est

traité ce qui explique l'effet répulsif de la plante par contre les valeurs positive pour les larves traitées et témoin quand le papier est témoin montre l'attractivité des larves vers le milieu initial (milieu témoin) (Tab. 138).

**Tableau 138: L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae)**

Milieu	témoin-traité		témoin-témoin		traité-traité	
	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées	larves témoins	larves traitées
IA	-0,54	-0,35	-0,06	+0,13	-0,12	-0,19



**Figure 43. Représentation graphique de l'indice d'attraction des larves de *D. melanogaster* (témoins et traitées) envers les différents milieux testés par l'extrait aqueux des feuilles d'*Urtica dioica* (Urticaceae)**

## 3.3.5 Effet sur le comportement sexuel

### A. Effet sur le taux des réussites d'accouplement

Les résultats montrent que l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* administré à une concentration sublétales de 10 µg/ml, supprime l'accouplement chez la mouche et ce, quelle que soit le sexe traité au sein d'un couple (dyade) (**Tab. 139**). Le taux de réussite d'accouplement est de 100 % chez les témoins alors qu'il atteint 15% lorsque les couples composés des mâles traités et de femelles témoin (**Tab. 139**). 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 (**Tab. 139**)

**Tableau 139: Effets de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (10 µg/ml) sur le pourcentage de réussite des accouplements de *D. melanogaster***

	% accouplement		
	Réussi	avorté	Nul
♂Tm × ♀Tm	100%	0%	0%
♂Tm × ♀U.d	0%	70%	25%
♂U.d × ♀Tm	15%	70%	30%
♂U.d × ♀U.d	0%	65%	25%

[Tm : Témoin ;U.d: *Urtica dioica*]

### B. Effet sur les séquences comportementales:

#### ➤ Effet sur le temps du 1<sup>er</sup> contact

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins, le temps du premier contact est d'une moyenne de 198,100±52,965 secondes, avec un minimum de 1 secondes et un maximum de 792 secondes. Alors que chez les couples traités, le temps moyen du premier contact est de 368,150±97,264 secondes dont le minimum est zéro et le maximum est de 1519 secondes (**Tab. 140**).

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 1410,000 secondes, avec une moyenne de 272,850±75,212 secondes (**Tab. 140**). Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de 344,900±53,813 secondes avec un minimum de 32,000 secondes et un maximum de 841,000 secondes (**Tab. 140**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences significatives entre les temps enregistrés ( $F_{obs}=2,468$ ;  $p : 0,068^*$ ) (**Tab. 140**).

**Tableau 140 : Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae) (10 µg/ml) sur le temps du 1<sup>er</sup> contact**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ U.d	♂ U.d X ♀ Tm	♂U.d X ♀U.d	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	198,100 ±52,965	272,850±75,212	344,900±53,813	368,150±97,264		
<b>Var</b>	56106,300	113137,713	57916,937	189203,818	<b>2,468</b>	<b>0,068*</b>
<b>Min</b>	1,000	10,000	32,000	0,000		
<b>Max</b>	792,000	1410,000	841,000	1519,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

### ➤ Effet sur le nombre des attouchements

Chez les couples témoins, le nombre moyen des attouchements est de 24,650±2,250 contact, avec un minimum d'un attouchement et un maximum de 3,000 attouchements (Tab.141). Pour les couples traités le nombre moyen des attouchements est de 13,250±2,459 attouchements dont le minimum est zéro et le maximum est de 34,000 attouchements (Tab. 141).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons noté que le nombre moyen des attouchements est de 17,800±2,542 attouchement, avec un minimum d'un attouchement et un maximum est de 37,000 attouchements (Tab.141).

Les couples des mâles traités et des femelles témoins font 49,000 attouchements avec une moyenne de 20,000±3,385 (Tab.141). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences significatives entre le nombre d'attouchements enregistré chez les 4 types de croisement (F<sub>obs</sub>=3,481; p = 0,020\*) (Tab. 141).

**Tableau 141 : Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae) (10 µg/ml) sur le nombre des contacts**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ U.d	♂ U.d X ♀ Tm	♂U.d X ♀U.d	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	24,650±2,250	17,800±2,542	20,000±3,385	13,250±2,459		
<b>Var</b>	102,020	129,221	229,158	120,934	<b>3,481</b>	<b>0,020*</b>
<b>Min</b>	3,000	2,000	2,000	0,000		
<b>Max</b>	48,000	37,000	49,000	34,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*].

### 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 278,400±64,055 secondes (Tab. 142). Nous avons notés une diminution du temps de la première vibration lorsque les

couples sont traitées, qui mettent en moyenne  $442,000 \pm 102,824$  secondes dont le minimum est de 0,000 secondes et le maximum est de 1520,000 secondes (**Tab. 142**). Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles prennent de  $357,250 \pm 92,785$  secondes pour établir cette étape (**Tab. 142**). Les couples lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins où nous avons enregistré un temps moyen de  $441,150 \pm 96,033$  secondes, avec un minimum de zéro et un maximum de 1140,000 secondes (**Tab. 142**). L'étude statistique indique l'absence des différences significatives entre les différents temps de vibrations enregistrés ( $F=1,541$ ;  $p:0,211$ ) (**Tab. 142**).

**Tableau 142 : Effet de l'extrait aqueux de *Urtica dioica* (Urticaceae) (10 µg/ml) sur le temps de la première vibration**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ U.d	♂ U.d X ♀ Tm	♂U.d X ♀U.d	F <sub>obs</sub>	p
Moy ±SEM	278,400±64,055	357,250±92,785	441,150±96,033	442,000±102,824		
Var	82061,832	172182,829	184448,134	211456,632	<b>1,541</b>	<b>0,211</b>
Min	10,000	11,000	0,000	0,000		
Max	860,000	1410,000	1140,000	1520,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

### Effet sur le nombre de la 1<sup>ère</sup> vibration

Chez les couples témoins, nous avons trouvé que le nombre de vibration est d'une moyenne de  $31,150 \pm 2,744$  vibration, alors qu'il est de  $11,900 \pm 2,914$  vibrations chez les couples traitées (**Tab. 143**). Les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées le nombre de vibration atteint 28,000 vibrations (**Tab. 143**).

Contrairement lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins le nombre de vibration est plus faible que chez les couples témoins avec une moyenne de  $13,500 \pm 3,188$  vibrations et un minimum de zéro et un maximum de 46,000 vibrations (**Tab. 143**). La comparaison des variances montre qu'il n'existe pas des différences hautement significatives entre le nombre de vibration enregistré chez les 4 types de croisements ( $F_{obs} = 1,161$ ;  $p: 0,330$ ) (**Tab. 143**).

**Tableau 143: Effet de l'extrait aqueux de *Urtica dioica* (Urticaceae) (10 µg/ml) sur le nombre de vibration**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ U.d	♂ U.d X ♀ Tm	♂U.d X ♀U.d	F <sub>obs</sub>	p
Moy ±SEM	31,150±2,744	14,000±2,040	13,500±3,188	11,900±2,914		
Var	150,555	83,263	203,316	169,779	<b>1,161</b>	<b>0,330</b>
Min	11,000	1,000	0,000	0,000		
Max	59,000	28,000	46,000	49,000		

[Moy : Moyenne ; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

## ➤ Effet sur le temps de premier léchage

Chez les couples témoins, les mâles lèchent les sécrétions des femelles après un temps moyen de  $327,400 \pm 70,456$  secondes (**Tab. 144**), tandis que chez les couples traités, ce se fait dans un temps moyen de  $507,800 \pm 108,090$  secondes dont le minimum est de zéro et le maximum est de 1530,000 seconde (**Tab. 144**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, nous avons enregistré un temps moyen de  $330,400 \pm 81,117$  secondes avec un minimum de zéro et maximum de 1412,000 secondes (**Tab. 144**), alors que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, nous avons enregistré de 0,000 à 1141,000 secondes (**Tab. 144**). L'analyse statistique révèle la présence des différences significatives entre les temps de premier léchage ( $F_{\text{obs}}=2,520$ ;  $p=0,064^*$ ) (**Tab. 144**).

**Tableau 144: Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*) (10 µg/ml) sur le temps du 1<sup>er</sup> léchage**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ U.d	♂ U.d X ♀ Tm	♂U.d X ♀U.d	<b>F<sub>obs</sub></b>	<b>p</b>
<b>Moy ±SEM</b>	327,400±70,456	330,400±81,117	480,850±98,810	507,800±108,090	<b>2,520</b>	<b>0,064*</b>
<b>Var</b>	99280,350	131598,147	195269,608	233669,537		
<b>Min</b>	12,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	1033,000	1412,000	1141,000	1530,000		

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **U.d** : *Urtica dioica*].

## Effet sur le nombre de léchage

Nos résultats montrent que chez les couples témoins, le nombre de léchage est d'une moyenne de  $24,700 \pm 2,517$ , avec un minimum de 4,000 léchages et maximum de 44,000 léchages, pour les couples traités on a une moyenne de  $7,100 \pm 1,289$  léchages dont le minimum est de zéro et le maximum est de 17,000 léchages (**Tab.145**).

Lorsque les mâles sont témoins et les femelles sont traités, nous avons enregistré une moyenne de  $7,250 \pm 1,318$  léchages, tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, le nombre de léchage est d'une moyenne  $8,300 \pm 1,924$  avec un minimum nul et maximum 27,000 léchage (**Tab. 145**). Nous avons enregistré qu'il existe des différences hautement significatives entre le nombre de léchage observé ( $F_{\text{obs}}= 5,752$  ;  $p=0,001^{**}$ ) (**Tab. 145**).

**Tableau 145: Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* ( *Urticaceae*) (10 µg/ml) sur le nombre de léchage**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ U.d	♂ U.d X ♀ Tm	♂U.d X ♀U.d	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	24,700±2,517	7,250±1,318	8,300±1,924	7,100±1,289		
<b>Var</b>	126,747	34,724	74,011	33,253	<b>5,752</b>	<b>0,001**</b>
<b>Min</b>	4,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	44,000	19,000	27,000	17,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

### *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 351,650±72,797 secondes, avec un minimum de 13,000 secondes et maximum de 1094,000 secondes (**Tab. 146**). Alors que lorsque les deux partenaires sont traités, le temps moyen est de 656,400±130,735 secondes (**Tab. 146**).

Chez les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traités, le temps moyen de la première tentative est moins important, il est de 0,000 à 1295,000 secondes, avec une moyenne de 146,800±67,839 secondes, par contre il est de 0,000 à 1099,000 secondes lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins (**Tab. 146**). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps de la première tentative observée chez les différents couples (F<sub>obs</sub>=5,957 ; p : 0,001\*\*) (**Tab. 146**).

**Tableau 146 : Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* ( *Urticaceae*) (10 µg/ml) sur le temps de la première tentative**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ U.d	♂ U.d X ♀ Tm	♂U.d X ♀U.d	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	351,650±72,797	146,800±67,839	289,850±82,851	656,400±130,735	<b>5,957</b>	<b>0,001**</b>
<b>Var</b>	105987,818	92043,116	137284,976	341832,779		
<b>Min</b>	13,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	1094,000	1295,000	1099,000	1980,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

### *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 19,250±1,250 tentative dont le minimum est de 9,000 tentatives et le maximum est de 32,000 tentatives (**Tab. 147**). Pour les couples traités le

nombre de tentatives est d'une moyenne de  $4,600 \pm 0,925$  tentatives avec un minimum nul et un maximum de 11,000 tentatives (**Tab. 147**).

Chez les couples des mâles témoins et des femelles traitées, nous avons enregistré de 0,000 à 8 tentatives, avec une moyenne  $3,250 \pm 0,632$ , alors que, chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins, le nombre de tentative est de 0,000 à 20,000 tentatives, avec une moyenne de  $5,750 \pm 1,391$  tentatives (**Tab. 147**). La comparaison des variances montre qu'il existe des différences significatives entre le nombre de tentative ( $F_{\text{obs}}=3.952$  ;  $p: 0.011^*$ ) (**Tab. 147**).

**Tableau 147: Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*) (10µg/ml) sur le nombre de tentative**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ U.d	♂ U.d X ♀ Tm	♂U.d X ♀U.d	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	19,250±1,250	3,250±0,632	5,756±1,391	4,600±0,925	<b>3,952</b>	<b>0,011*</b>
<b>Var</b>	31,250	7,987	38,724	17,095		
<b>Min</b>	9,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	32,000	8,000	20,000	11,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*].

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

L'accouplement est effectué dans 1501,000 secondes lorsque les deux partenaires sont témoins avec une moyenne de  $537,500 \pm 99,730$  secondes, quand les couples sont traités le temps est diminué et il est nul, avec une moyenne nul (**Tab. 148**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles traitées nous avons notés un temps moyen de  $13,250 \pm 13,250$  avec un maximum de 256,000 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps moyen de  $193,300 \pm 105,801$  secondes (**Tab. 148**). L'étude statistique montre qu'il existe des différences très hautement significative sur le temps d'accouplement ( $F_{\text{obs}}=16,350$ ;  $p < 0,0001^{***}$ ) (**Tab. 148**).

**Tableau 148: Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*) (10 µg/ml) sur le temps du premier accouplement**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ U.d	♂ U.d X ♀ Tm	♂U.d X ♀U.d	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	537,500±99,730	13,250±13,250	193,300±105,801	0,000		
<b>Var</b>	198922,684	3511,250	223877,905	0,000	<b>16,350</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>Min</b>	72,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	1501,000	256,000	1393,000	0,000		

[Moy : Moyenne; SEM : Ecart-type de la moyenne ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Var : Variance ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

## 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  $1062,800 \pm 187,376$  secondes, alors que chez les couples traitées, elle est nul (**Tab. 149**).

Les couples des mâles témoins et des femelles traitées, la durée moyenne de l'accouplement est d'une valeur maximale de 1510,000 secondes, mais lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins, la durée est de 133,000 secondes (**Tab. 149**). Nous avons enregistré existe des différences très hautement significatives entre la durée d'accouplement ( $F_{obs} = 26,315$  ;  $p : < 0,0001^{***}$ ) (**Tab. 149**).

**Tableau 149: Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* ( *Urticaceae*) (10 µg/ml) sur la durée d'accouplement**

	♂Tm X ♀Tm	♂ Tm X ♀ U.d	♂ U.d X ♀ Tm	♂U.d X ♀U.d	F <sub>obs</sub>	p
<b>Moy ±SEM</b>	1062,8±187,376	75,500±75,500	9,200±6,941	0,000	<b>26,315</b>	<b>&lt;0,0001***</b>
<b>Var</b>	702198,484	114005,000	963,642	0,000		
<b>Min</b>	79,000	0,000	0,000	0,000		
<b>Max</b>	2757,000	1510,000	133,000	0,000		

[**Moy** : Moyenne; **SEM** : Ecart-type de la moyenne ; **Min** : Minimum ; **Max** : Maximum ; **Var** : Variance ; **Tm** : Témoin ; **U.d** : *Urtica dioica*]

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

#### ➤ Effet sur le choix d'oviposition

Le tableau **150** présente l'attractivité des femelles fécondées (qui ont subi un accouplement réussi) dans le choix du site de ponte. Il semble que les femelles témoins (n= 20) sont attiré significativement par l'odeur témoin car elles déposent 100% de leurs œufs dans le milieu témoin seulement ( $p : 1,000 S$ ) (**Tab. 150**).

Sur les 20 couples traités, 17 femelles sont attirées par le milieu témoin ( $p : 1,000S$ ) (**Tab. 150**). Chez les 20 couples dont le mâle est témoin et la femelle est traitée 14 femelles sont attirées par l'odeur de milieu témoin ( $p : 0,975S$ ) par contre quand le mâle est traité et la femelle est témoin, 18 femelles sont attirées par le milieu témoin ( $p:1,000S$ ) (**Tab. 150**).

Alors que dans le milieu traité, uniquement deux femelles des couples témoins sont attirées par ce dernier ; par contre 10 femelles sont attirées par ce milieu chez les couples dont le mâles est traité et la femelle est témoin, alors que les couples traité dont le mâle et la femelle traitée cinq femelles sont attirées par ce dernier ( $p : 0,922NS$ ) (**Tab. 150**).

**Tableau 150: Effet de l'extrait éthanolique de *N. glauca* Graham (1 µg/ml) sur le choix du site de ponte chez *D. melanogaster***

	N	Milieu témoin			Milieu traité		
		A	NA	P	A	NA	P
♂Tm x ♀Tm	20	20	0	1,000 S	2	18	1,000 S
♂Tm x ♀U.d	19	14	5	0,975S	15	4	0,975 S
♂U.d x ♀Tm	18	18	0	1,000S	10	8	0,820NS
♂U.d x ♀U.d	17	17	0	1,000	5	12	0,922NS

➤ **Calcul d'indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (10µg/ml):**

Les couples témoins (-0,9) et les couples traités (-0,75) ainsi les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins (-0,38) préfèrent pas le milieu nutritif traité avec un indice de préférence négative ce qui prouve l'effet répulsif de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* ou les femelles sont toujours attirées par le milieu nutritif initial comme un milieu du ponte (Tab. 151).

**Tableau 151: Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (10 µg/ml)**

♂Tm X ♀Tm	♂Tm X ♀U.d	♂U.d X ♀Tm	♂U.d X ♀U.d
-0,98	+0,03	-0,38	-0,75

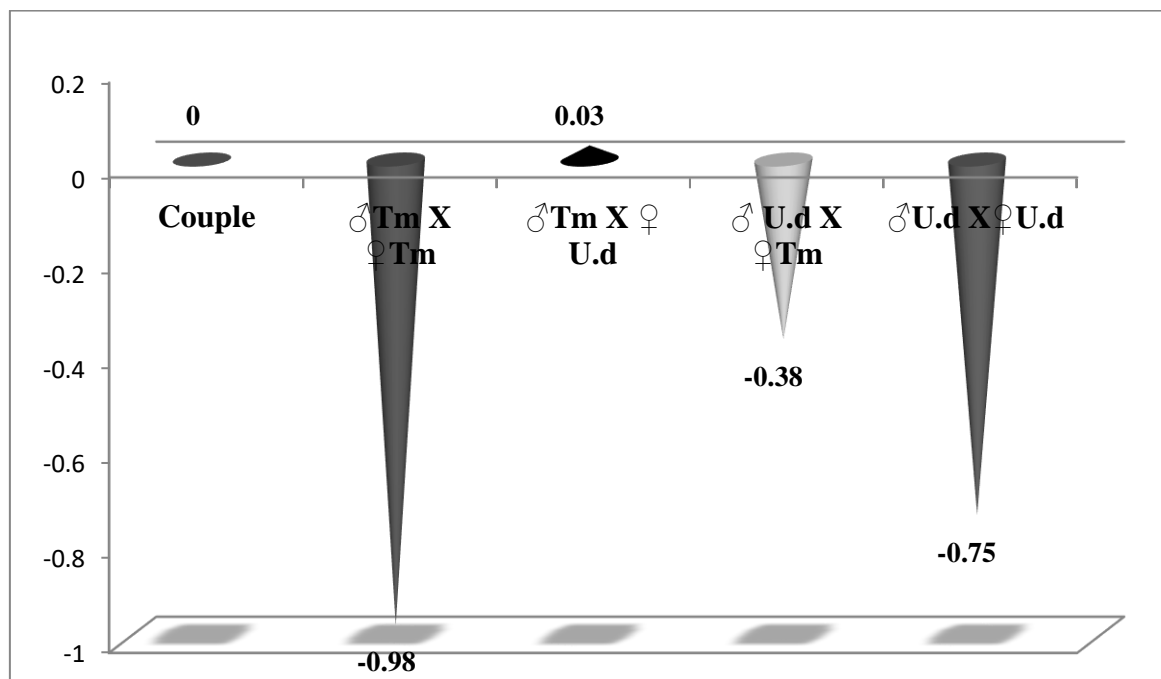


Figure 44 : Indice de préférence d'oviposition (IPO) des femelles de *D. melanogaster* d'extrait aqueux de *Urtica dioica* (*Urticaceae*) (10 µg/ml)

### 3.2.7. Effet de l'extrait aqueux de *Urtica dioica* (10 µg/ml) sur la fécondité et la fertilité des femelles de *D. melanogaster* :

#### ➤ Croissement : mâle témoin et femelle témoin

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples témoins sur le milieu témoin est de  $57,300 \pm 4,953$  œufs avec un minimum de 24,000 œufs et un maximum de 125,000 œufs, par contre les couples témoin ne pondent pas dans le milieu traité avec la plante (Tab. 152). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les deux choix ( $p: <0,0001^{***}$ ) (Tab. 152).

Tableau 152 : Effet de l'extrait aqueux de *Urtica dioica* (*Urticaceae*) sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles témoins

	Moy ± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	57,300 ± 4,953	24,000	125,000	118,077	<0,0001***
Nombre des œufs pondus dans le milieu traité	/	/	/		

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

Six jours après les tests on observe jusqu'à 29,000 larves dans les milieux témoins et qui sont issues des accouplements des mâles et des femelles témoins dont la moyenne est de  $19,000 \pm 1,326$  larves ; on note l'absence totale des larves dans le milieu traité (**Tab. 153**). La comparaison des moyennes montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les choix d'oviposition établis ( $p : < 0,0001^{***}$ ) (**Tab. 153**).

**Tableau 153: Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*) sur le nombre total des larves issues du croisement mâles témoins x femelles témoins**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des larves dans le milieu témoin	$19,000 \pm 1,326$	8,000	29,000	703,158	$< 0,0001^{***}$
Nombre des larves dans le milieu traité	/	/	/		

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

➤ **Croisement : mâle traité et femelle témoin**

Les résultats montrent que les femelles témoins accouplées avec des mâles traités avec l'extrait aqueux, peuvent pondre jusqu'à 13,000 œufs dans le milieu témoin avec une moyenne de  $3,700 \pm 0,824$  œufs et jusqu'à 10,000 œufs dans les milieux traités avec le même extrait dont la moyenne de  $1,650 \pm 0,612$  œufs (**Tab. 154**). Cependant l'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significative entre les nombres de œufs ( $p : 0,205$ ) (**Tab. 154**).

**Tableau 154 : Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*) sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles témoins**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	$3,700 \pm 0,824$	0,000	13,000	1,811	0,205
Nombre des œufs pondus dans le milieu traité	$1,650 \pm 0,612$	0,000	10,000		

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

Chez les couples de femelles témoins et mâles traités aux extraits aqueux d'*Urtica dioica* (*Urticaceae*) dans le milieu traité, nous avons observé uniquement  $3,100 \pm 1,149$  larves par contre on note l'absence totale des larves dans le milieu témoin (**Tab.155**). L'analyse

statistique montre des différences très hautement significatives entre le nombre de larves dans chaque milieu ( $p < 0,0001^{***}$ ) (Tab. 155).

**Tableau 155 : Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae) sur le nombre total des larves issues du croisement mâles traités x femelles témoins**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des larves dans le milieu témoin	/	/	/	27,571	<0,0001***
Nombre des larves dans le milieu traité	3,100±1,149	0,000	17,000		

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

➤ **Croisement : mâle témoin et femelle traité**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples mâles témoins et femelles traitées sur le milieu traité est de 4,000±0,906 œufs dont le maximum est de 12,000 œufs, tandis que celui déposé sur le milieu témoin est de 3,700±0,778 œufs dont le maximum est de 11,000 œufs (Tab.156). Ce pendant l'analyse statistique par le test «  $t$  » de Student ne montre qu'il n'existe pas des différences significative entre nombre des œufs pondus dans les deux milieux chez ces couples ( $p: 0,514$ ) (Tab. 156).

**Tableau 156 : Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae) sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles témoins x femelles traités**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin	3,700±0,778	0,000	11,000	1,355	0,514
Nombre des œufs pondus dans le milieu traité	4,000±0,906	0,000	12,000		

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

Les femelles traitées et accouplées avec des mâles témoins préfèrent le milieu traité avec un maximum de 6,000 larves et une moyenne de 1,250±0,369 et 36,000 larves dans milieu témoin avec une moyenne de 3,050±1,845 larves (Tab. 157). L'analyse statistique montre

qu'il existe des différences très hautement significative entre les choix d'oviposition établis ( $p : <0,0001^{***}$ ) (Tab. 157).

**Tableau 157: Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae) sur le nombre total des larves issues du croisement mâles témoins x femelles traités**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$p$
<b>Nombre des larves dans le milieu témoin</b>	3,050 ± 1,845	0,000	36,000		
<b>Nombre des larves dans le milieu traité</b>	1,250 ± 0,369	0,000	6,000	24,985	<0,0001 ***

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

➤ **Croisement : mâle traité et femelle traité**

Le nombre moyen d'œufs pondus pour les couples composé de mâles traités et femelles traitées est d'en moyenne 7,800±1,639 œuf dont le maximum est de 25,000 œufs dans le milieu témoin, tandis que celui déposé sur le milieu traité est de 1,100±0,602 œufs dont le maximum est de 11,000 œufs (Tab. 158). Cependant l'analyse statistique par le test «  $t$  » de Student ne montre qu'il existe des différences très hautement significatives entre les choix établis ( $p : <0,0001^{***}$ ) (Tab. 158).

**Tableau 158: Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae) sur le nombre total d'œufs pondus par les femelles issues du croisement mâles traités x femelles traités**

	Moy± SEM	Min	Max	$t_{obs}$	$P$
<b>Nombre des œufs pondus dans le milieu témoin</b>	7,800±1,639	0,000	25,000		
<b>Nombre des œufs pondus dans le milieu traité</b>	1,100 ± 0,602	0,000	11,000	7,411	<0,0001***

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

Les larves issues des couples traités dont le mâle et la femelle traitée sont en moyenne de 2,700±1,108 larves dans le milieu témoin (Tab.159) et de 0,150±0,109 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.159).

**Tableau 159 : Effet de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (Urticaceae) le nombre total des larves issues des croisements mâles traités x femelles traités**

	<b>Moy± SEM</b>	<b>Min</b>	<b>Max</b>	<b><math>t_{obs}</math></b>	<b><math>p</math></b>
<b>Nombre des larves dans le milieu témoin</b>	2,700 ± 1,108	0,000	22,000		
<b>Nombre des larves dans le milieu traité</b>	0,150 ± 0,109	0,000	2,000	102,462	<0,0001***

[Moy ± SEM : Moyenne ± écart-type ; Min : Minimum ; Max : Maximum ; Tm : Témoin ; U.d : *Urtica dioica*]

# *Discussion*

## 4. Discussion

Aujourd'hui, dans le contrôle chimique des ravageurs Les pesticides organiques synthétiques dominent la scène. L'usage intensif de certains pesticides organiques synthétiques a souvent une influence négative sur l'environnement et de nombreuses causes comme la sélection d'une population résistante de ravageurs, ou un changement dans le spectre d'une densité des ennemis naturels (**Pavela, 2004**).

Le contrôle des insectes, comprend toutes les mesures qui contrôlent l'alimentation, la reproduction et la dispersion des insectes, de manière à conduire soit à leur éradication complète, soit à une suppression drastique de la population. Toutefois, aucune procédure de contrôle d'environ 100 pour cent de réduction de la population de ravageurs en question. Aujourd'hui, dans le contrôle chimique des ravageurs, les pesticides organiques synthétiques dominent la scène. L'usage intensif de certains pesticides organiques synthétiques a souvent une influence négative sur l'environnement et de nombreuses causes comme la sélection d'une population résistante de ravageurs, ou un changement dans le spectre d'une densité des ennemis naturels (**Pavela, 2004**).

Les insectes, en générale, et les Diptères, en particulier, jouent des rôles épidémiologiques variés, ce qui fait d'eux un problème majeur de santé publique (**Berge, 1975 ; Jolivet, 1980**). Car ils peuvent être considéré comme simple nuisance, ou comme hôtes d'agents pathogènes, mais surtout comme vecteurs de maladies infectieuses pour l'Homme, les animaux ou encore, les végétaux (**Dumon & Faugere, 1995**). C'est dans ce cadre que l'étude de ces insectes et la lutte contre ces nuisance ont pris un intérêt de premier ordre dans le domaine de la recherche scientifique (**Senevet & Andarelli, 1956**).

La drosophile reste un excellent modèle d'étude pour les recherches scientifiques, en raison de son immunité très efficace contre les microorganismes, elle représente un excellent sujet pour tester la virulence d'agents pathogènes pour l'homme. Elle permet également de décrypter les mécanismes de défenses contribuant à leur élimination par l'organisme infecté (**Lorec, 2013**). *D. melanogaster*, permet aussi d'appréhender des questions scientifiques à bien d'autres niveaux biologiques : le comportement, la reproduction, les relations avec les autres espèces ou bien encore l'adaptation à l'environnement.

*D. melanogaster* a la capacité de provoquer des dégâts directs, sans action préalable de micro-organismes ou présence de blessures, sur les cultures fruitières et maraîchères

(Delbac *et al.*, 2014). Les dégâts indirects se manifestent par la vection de certains pathogènes liés notamment au mutualisme de *D. melanogaster* avec certaines levures (Fermaud *et al.*, 2002 ; Hamby *et al.*, 2012) ou d'autres pathogènes (Van Timmeren & Isaacs, 2013). C'est une caractéristique des drosophiles, quelle que soit l'espèce, d'être associées aux levures (Morais *et al.*, 1992). Le rôle de propagation de champignons est également connu, avec notamment la vection du botrytis par *D. melanogaster*, agent de la pourriture grise des fruits (Louis *et al.*, 01996). Dans les habitations et les commerces, le risque sanitaire est majeur et dû surtout à la contamination des aliments et à la prolifération rapide des mouches.

Les adultes de *D. melanogaster*, comme ceux des autres espèces de drosophiles, ne représentent généralement aucun danger pour les humains. Elles ne mordent pas et ne piquent pas ; et en plus de la contribution et l'accélération du processus de décomposition des végétaux, cette petite mouche sert de nourriture à plusieurs animaux insectivores. Cependant, leurs larves peuvent causer une irritation intestinale ou une diarrhée si on les avale par mégarde, en mangeant des fruits infestés par exemple (Bensafi-Gheraïbia, 2015).

Le siècle dernier a enregistré des progrès significatifs dans la synthèse des pesticides. Cependant, les insecticides synthétiques ont vite montré leur agressivité envers des organismes non visés dont les insectes utiles, les mammifères et l'homme, en plus de leur persistance dans la nature qui perturbe les équilibres écologiques. Ces dernières années, une nouvelle approche est apparue. Les risques écotoxicologiques engendrés par l'utilisation massive des insecticides conventionnels nous ont amené à évaluer des composés alternatifs tels les biopesticides (Ouakid, 2006). L'écotoxicologie s'est développée au début des années 1960 quand se sont manifestés les effets de contamination de l'environnement par des produits polluants d'origine industrielle ou agricole (Ramade, 2011), notamment les insecticides chimiques conventionnels tels que les organochlorés, les organophosphorés et les méthyle carbamates (Reierson *et al.*, 1983 ; Appel, 1990 ; Garfield, 1990 ; Reid *et al.*,1990).

Les effets secondaires de ces insecticides conventionnels et les impératifs environnementaux ont poussé l'industrie phytosanitaire à développer des molécules plus

sélectives de grande stabilité métabolique et environnementale (**Dhadialla et al., 1998 ; Casida & Quistad, 1998**). La lutte biologique est devenue une alternative à la lutte chimique. Les données bioécologiques acquises sur les nuisances serviront de base à une lutte intégrée raisonnée (**Ouakid, 2006**).

Les chercheurs s'intéressent aux études approfondies et les analyses de l'efficacité thérapeutique ainsi que l'aspect toxicologique des plantes (**De Smet, 1993**). Depuis des décennies, l'utilisation des produits naturels, spécifiquement les extraits des plantes aqueux ou éthanoliques, comme type de lutte contre les insectes en Algérie a commencé de se développer, à travers une multitude de travaux récents (**Aouinty et al., 2006 ; Kemassi et al., 2014 ; Habbachi et al., 2013 ; Lebouz.,2010 ; Aouinty et al. 2006, Benhissen, 2016 ; Merabti et al., 2015 ; Merabti, 2016, Masna, 2016 ; El-Bah et al.,2016 ; Bekhakheche,2018 ; Habbachi et al., 2019 ; Saadane et al., 2021 ; Rahat et al., 2021**).

Les principes actifs des plantes sont devenus aujourd'hui des composants essentiels de nos médicaments et produits de soins (**Hans, 2007**). Mais, malgré l'innocuité de certaines plantes dans le traitement de plusieurs maladies, il existe de nombreuses espèces qui sont toxiques telle que la digitale, belladone, colchique... etc. En effet, l'utilisation inconsidérée des plantes médicinales peut provoquer des intoxications graves parfois mortelles (**Fouché et al., 2000**).

Dans le cadre de la recherche des molécules bioactives, d'origine végétale, efficaces dans la lutte contre la mouche du vinaigre *D. melanogaster*, la présente recherche s'oriente vers l'étude des effets toxiques des extraits de végétaux inférieurs et supérieurs sur la mortalité, la longévité et le comportement alimentaire, le comportement sexuel et d'oviposition de la mouche de vinaigre par utilisation de deux extraits aqueux et éthanolique de *N. glauca* Graham et de l'extrait aqueux d'*U. dioica* afin de cerner les substances toxiques de cette plante et voir si la plante, en plus de ses capacités médicamenteuses, peut être utilisée comme bio-insecticide pour limiter la prolifération des insectes nuisibles.

Le premier critère pour juger l'efficacité d'un traitement chimique dans un système biologique est la mortalité. Nos résultats montrent que les deux plantes extraits testés ont provoqué des mortalités importantes. Le traitement par ingestion des larves L2 de *D.*

*melanogaster* avec l'extrait aqueux de *N. glauca* montre des taux de mortalité élevés principalement avec les plus fortes concentrations (50 µg/ml, 75 µg/ml et 100 µg/ml) ce qui montre une forte corrélation positive entre les taux de mortalité et les temps d'exposition des larves à l'extrait aqueux par contre L'extrait éthanolique provoque une mortalité moins important pour les trois concentration 1µg/ml, 2µg/ml et 5 µg/ml. On arrive a tués toutes la population avec la plus forte concentraration de 10 µg/ml ou elle est toujours en fonction de la concentration et du temps d'exposition. Nous avons enregistré que les plus forts taux de mortalité sont observée à la fin du traitement c'est-à-dire au bout de 15 jours du traitement. Les extrait aqueux de notre plante médicinales *U. dioïca* ont provoqué des mortalités importantes principalement avec les plus fortes concentrations (20 µg/ml ; 60 µg/ml).

D'autres études montrent que les extraits de plantes peuvent avoir une activité insecticide intense sur la drosophile telle que l'étude de **Bouzar et al (2022)**, **Bouzar et al (2021)**, **Saadane et al (2021)** et **Rahat et al (2021)** lors de l'utilisation des extraits de *Nicotiana glauca* , *Urtica dioïca* , *Drimia maritima* et *Solanum nigrum* . **Habbachi et al (2013)** montre que les graines de *Peganum harmala* (*Zygophyllaceae*) causent plus de mortalité comparativement aux feuilles, ainsi que le travail de **Habbachi et al (2019)** sur la plante des zones arides *Cleome arabica* qui montre aussi son efficacité sur la mortalité de *D. melanogaster*.

Ces résultats sont similaires aux travaux antérieurs portant sur la toxicité des Diptère nous notons ceux qui sont signalés chez *C. pipiens* avec *Peganum harmala* (**Habbachi et al., 2014 ; Benhissen, 2016**) et *Blattella germanica* (**Masna, 2016**), les ravageurs de cultures ; sur des larves de lépidoptères (**Abdel-Rahman & Al-Mozini, 2008 ; Abbasipour et al., 2010**) que sur des larves de coléoptères (**Salari et al., 2012 ; Amandeep & Meera, 2014**) et d'acridiens (**Idrissi-Hassani & Hermas, 2008 ; Kemassi et al., 2012**). **Dhumad Kadhim et al., 2015** ont rapporté les effets de différents extraits de graines de *P. harmala* sur le charançon du riz *Sitophilus oryzae* L., à une concentration de 1%, 2% et 3%. Après 24, 48, 72 heures, des taux de mortalité de 98, 100, 100% ont été enregistré avec l'extrait éthanolique et de 64, 66, 74% avec un extrait aqueux, respectivement.

En effet, certains auteurs ont pu montrer la propriété insecticide, vis-à-vis d'un certain nombre de ravageurs (**Zeng et al., 2010 ; Bouayad et al., 2012 ; Kontsedalov et al., 2009 ; Ghanim & Kontsedalov, 2009 ; Marčić et al., 2009 ; Bretschneider et al., 2003**), l'action de *D. gniduim* a été aussi rapportée sur *Spodoptera littoralis* (**Pérez Izquierdo & Ocete,**

1994), *Xanthogaleruca luteola* (Maistrello *et al.*, 2005), *Sitophilus oryzae*, *Rhizopertha dominica* (Benayad, 2008) et *C. pipiens* (Habbachi *et al.*, 2014). Dahchar *et al.*, 2016 ont testé le potentiel larvicide d'extrait aqueux de feuilles de la plante contre deux espèces de moustiques, *C. pipiens* et *Culiseta longiareolata* Après 72 heures.

*N. glauca* est toxique pour l'homme et les animaux et cet effet a été remarqué des les années 1930 (Asma *et al.*, 2012, Zaid *et al.*, 2015). Contrairement à d'autres membres du genre *Nicotiana*, *N. glauca* ne contient pas la nicotine alcaloïde. Cependant, il produit un composé similaire appelé anabasine qui est plus toxique que la nicotine et peut causer des malformations mortelles dans le bétail lorsque la mère ingeste même de petites quantités de matériel végétal pendant la gestation précoce (Ashenfi *et al.*, 2018).

Le premier cas d'intoxication par ingestion de *N. glauca* Graham a été signalé la plante entière bouillie. Depuis lors, plusieurs autres cas d'intoxication par *N. glauca* Graham ont été signalés dans le monde entier. Depuis, plusieurs autres cas d'intoxication par *N. glauca* Graham ont été rapportés dans la littérature, et six patients sur 13 sont décédés : deux décès sur six consommateurs de feuilles bouillies en Israël et de feuilles en Israël et aux Etats-Unis (Furer *et al.*, 2017 ; Mellick *et al.* , 1999 ; mizrachi *et al.*, 2000), deux autres sur trois ayant consommé la plante entière aux Etats-Unis et en Afrique du Sud (Manoguerra *et al.*, 1982 ; Steenkamp *et al.*, 2002), un pour l'ingestion d'un extrait aqueux en Australie (Sims *et al.*, 1999) et un dont l'Australie (Sims *et al.*, 1999) et la partie de la plante étaient inconnues aux Etats-Unis (Castorena *et al.*, 1987) par le périodique Los Angeles Times en 1962, informant de la mort d'une fillette de sept ans suite à la consommation de l'extrait de *N. glauca*.

L'ortie et *N. glauca* Graham agit significativement sur le développement de la mouche en induisant une l'accélération dans la croissance des larves en pupes et ce pour les cinq concentrations de l'extrait aqueux de *N. glauca* (10 µg/ml, 25µg/ml, 50µg/ml, 75µg/ml, 100µg/ml) et les quatre concentrations de l'extrait éthanolique de *N. glauca* (1µg/ml, 2µg/ml, 5µg/ml, 10µg/ml) aussi pour les quatre concentration de l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* ou 30% à 45% de la population de *D. melanogaster* traitées par *N. glauca* et *Urtica dioica* n'atteint pas le stade adulte à la fin du suivi (15 jours après le traitement) .

De même les extraits de *Drimia maritima* et *Solanum nigrum* (Saadane *et al.*, 2021 ; Rahat *et al.*, 2021) présentent une accélération de développement de *D. melanogaster* et par

contre les extraits de *Cleome arabica* et *Ramalina farinacea* présentent un ralentissement dans la croissance des larves en pupes chez la drosophile (**Habbachi et al., 2019 ; Saadane et al., 2021**).

Les extraits de *N. glauca* et d'*U. dioica* agit aussi significativement sur la longévité des adultes nouvellement émergés de *D. melanogaster*. Cette longévité aussi elle est en fonction de la dose et du temps d'exposition des adultes dès que l'émergence. L'extrait aqueux de *N. glauca* perturbe fortement la longévité des adultes (mâles, femelles) de *D. melanogaster*, puisque on a enregistré une mortalité totale chez les mâles avec les faibles concentrations après 10 jours de traitement, et une mortalité totale chez les femelles avec les fortes concentrations aussi pour l'extrait éthanolique ou la plus forte concentration tue toute la population, l'ortie tue la moitié des populations mâles et femelles de *D. melanogaster* avec la plus fort concentration après 15 jours de traitement.

Des résultats similaires sont signalés l'effet du pyriproxifène qui affecte la survie des adultes de *D. melanogaster*. En effet, le pyriproxifène réduit significativement la longévité des mâles et femelles survivants au traitement. Le traitement avec le pyriproxifène montre que les femelles de *D. melanogaster* vivent plus longtemps que les mâles (**Bensaba, 2017**) nombreuses études ont rapporté la réduction de la longévité chez les insectes suite au traitement par le pyriproxifène (**Liu, 2003; Steigenga et al., 2006; Ohashi et al., 2012**).

Selon **Simon et al (2003)** les ecdystéroïdes seraient directement impliqués dans le contrôle de la longévité chez *D. melanogaster*. En effet, les ecdystéroïdes se lient à un récepteur nucléaire qui va activer l'expression de plusieurs gènes par l'intermédiaire d'histones acétyltransférases (**Moras & Gronemeyer, 1998; Riddiford et al., 2000**). Parmi ces gènes, plusieurs codent pour des protéines qui sont impliquées dans les processus de vieillissement comme les protéines chaperonnes (**Luo et al., 1991**), la catalase (**Radyuk et al., 2000**), les facteurs de transcription (**Thummel, 1996**) et les régulateurs de l'apoptose (**Baehrecke, 2000**).

Des études récentes ont également démontré l'implication de l'hormone juvénile dans la régulation de la longévité chez les insectes (**Flatt & Kawecki, 2007; Yamamoto et al., 2013**). En effet, l'ablation des corps allates (lieu de synthèse de l'HJ) prolonge la longévité des adultes de *D. melanogaster* (**Yamamoto et al., 2013**). De plus, il a été mis en évidence que le produit du gène takeout (synthétisé et sécrété par le corps gras) dont la

surexpression prolonge la longévité chez les insectes, était sous l'influence de l'HJ (**Bauer et al., 2010; Chamseddin et al., 2012**). En effet, l'application de l'HJ réprime la surexpression de ce gène chez *D. melanogaster* (**Chamseddin et al., 2012**).

Le comportement d'une larve de drosophile dépend de l'interaction entre des stimuli externes (écologiques) et internes (physiologiques). Si la réponse des larves à différents taux d'humidité, à certains sucres ou à l'éthanol est connue depuis plusieurs décennies (**Cooper, 1960 ; McKenzie & Parsons, 1972 ; Parsons, 1977**). C'est beaucoup plus récemment qu'il a été montré que les larves utilisent leur système chimiosensoriel pour détecter leur nourriture suivant des interactions sociales (**Fourgeron, 2011 ; Beltrami et al., 2012**). De plus, comme les larves baignent dans la nourriture, les systèmes olfactif et gustatif coopèrent lors de la recherche de la nourriture la plus appropriée à leurs besoins.

Les systèmes neuronaux chimiosensoriels composés des organes olfactifs et gustatifs permettent le guidage et repérage des sources de nourritures et/ou des partenaires sexuels. Un fait marquant chez les insectes et en particulier la drosophile réside dans le fait que les organes gustatifs sont disséminés sur le corps. La bordure antérieure de l'aile est tapissée avec des sensilles gustatives alternées avec des sensilles mécaniques. La fonctionnalité et le rôle des cellules gustatives au niveau de l'aile de la drosophile reste énigmatique et à ce jour largement inconnue (**Stocker, 1994**).

L'origine de l'émission et sur le receveur, les signaux chimiques peuvent être divisés en deux grands groupes ; les allélochimiques, signaux qui sont émis d'un animal d'une espèce vers un membre d'une espèce différente (**Whittaker & Feeny, 1970**) et les phéromones, signaux chimiques qui transportent l'information d'un individu à un autre membre de la même espèce (**Karlson & Lüscher, 1959**). La communication chimique intraspécifique joue un rôle essentiel dans le comportement sexuel et la vie sociale des insectes (**Desneux et al., 2007 ; Badi, 2015**).

Les larves de drosophile possèdent sur leur partie antérieure, 3 organes sensoriels externes : l'organe dorsal (DO), l'organe terminal (TO) et l'organe ventral (VO). Ces organes comportent des sensilles sensorielles permettant à la larve de percevoir les molécules présentes dans son environnement (**Fourgeron, 2011**). Seul l'organe dorsal (DO) est impliqué dans la perception olfactive. C'est un organe constitué d'un dôme,

contenant une sensille avec plusieurs pores, et de six sensilles périphériques. Le dôme est innervé par 32 neurones dont 21 ORNs (OlfactoryReceptorNeuron) (**Oppliger et al, 2000 ; Kreher et al, 2005 ; Heimbeck et al, 1999**). Lorsque l'on inhibe ces 21 neurones, les larves deviennent anosmiques, ce qui suggère que ce sont les seuls neurones olfactifs chez les larves (**Larsson et al, 2004a ; Fishilevich et al, 2005**).

Lorsqu'une molécule odorante atteint le DO, elle va alors se fixer sur des ORs, présents sur les dendrites des ORNs. Vingt-cinq ORs (OlfactoryReceptor) différents sont exprimés chez les larves. Parmi ces ORs, 14 sont spécifiques au stade larvaire et 11 existent à la fois chez les larves et chez les adultes (**Fishilevich et al, 2005**). Les ORs larvaires répondent à des composés aromatiques *et* aliphatiques présents dans la nourriture (**Kreher et al, 2005**).

L'effet indirect de *N. glauca* sur l'attractivité alimentaire montre que les larves traitées et témoins sont attirés par le milieu nutritif mélangé avec l'extrait aqueux de *N. glauca* Graham (25 µg/ml) ce qui a un effet attractif. Certaines larves testées de cette espèce de *Drosophila* perdent la faculté de détection, lors de nos tests un nombre important des asticots n'arrivent pas à localiser les odeurs témoins *et/ou* traités.

Avec l'extrait éthanolique de *N. galuca* Graham (1 µg/ml), nous avons testé aussi différentes odeurs issues du milieu de l'alimentation témoin *et* traité sur le choix d'attraction ou les larves traitées ont préféré leur milieu nutritif traité dans les trois choix alors que les larves témoin choisissent le milieu initial témoin ou bien n'ont fait aucun choix.

Le traitement avec *U. dioica* montre que les larves traitées *et* les larves témoins préfèrent pas le milieu nutritif mélangé avec l'extrait aqueux (10 µg/ml) (Effet répulsif) *et* sont toujours attirés par le milieu nutritif initial témoin (Effet attractif). Ce qui prouve que les molécules présentes dans l'extrait aqueux d'*U. dioica* sont des allélochimiques répulsifs.

L'étude **d'El-Bah 2019** a montré aussi que l'extrait des graines de *P. harmala* mélangé avec le milieu artificiel semble être attractif pour les asticots, néanmoins elles prennent du temps pour qu'elles adaptent l'odeur *et* qu'elles arrivent à la source. 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*

En 2020 **Habbachi** a prouvé aussi que les extraits de *Cleome arabica* perturbent le comportement alimentaire et l'attraction des larves ou les larves (témoin et traité) sont attirées beaucoup plus par l'extrait éthanolique (un l'effet attractif) de *C. arabica* avec la concentration sub-létale (0.5 µg/ml) contrairement à l'extrait aqueux qui a provoqué des perturbations de détection du milieu nutritif et présente un effet répulsif.

**El'Bah (2019)** a montré aussi que les larves témoins sont attirées par l'odeur des baies de *D. gniduum* et non par ses feuilles, ce qui peut être dû à la quantité des phénols attractifs dans chaque partie de la plante .en 2011, **Fourgeron** a pu, aussi, montrer que les larves de cette mouche sont attirées significativement par l'odeur de leur milieu de culture et particulièrement par l'odeur des acides gras insaturés.

Les molécules bioactives présente dans l'extrait aqueux et éthanolique de *N. glauca* ainsi dans l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* influent significativement sur le lieu de pupation. Lorsqu'on utilise les deux milieux (traité et témoin) dans l'arène du test les larves testées de *Drosophile* préfèrent faire leur pupe loin des papiers imbibés des milieux de culture de même l'étude de **Habbachi, 2020** et **Rahat et al., 2021** a montré que les larves traitées avec l'extrait aqueux et éthanolique de *C. arabica* et *Solanum nigrum* préfèrent faire leurs pupations à l'extérieur des deux papiers imbibées dans les deux milieux de culture.

Les animaux dont les insectes utilisent de nombreuses sources d'informations, émanant de leur environnement. Ces stimuli, notamment visuels et olfactifs, servent, entre autres, à localiser des sources de nourriture, des partenaires sexuels, ou à toute autre activité nécessitant de se déplacer dans l'environnement. L'utilisation de telles informations implique la mise en place de processus de discrimination et éventuellement de mémorisation des stimuli les plus pertinents (**Pacaud, 2008 ; Louat, 2013**). Basés sur l'origine de l'émission et sur le receveur, les signaux chimiques peuvent être divisés en deux grands groupes ; les allélochimiques, signaux qui sont émis d'un animal d'une espèce vers un membre d'une espèce différente (**Whittaker & Feeny, 1970**) et les phéromones, signaux chimiques qui transportent l'information d'un individu à un autre membre de la même espèce (**Karlson & Lüscher, 1959**). La communication chimique intraspécifique joue un rôle essentiel dans le comportement sexuel et la vie sociale des insectes (**Desneux et al., 2007 ; Badi, 2015**).

Un comportement est un ensemble d'actes moteurs commandés par le système nerveux en réponse à des facteurs externe (nourriture, phéromones sexuelles, phéromones d'alarme, sécrétions aphrodisiaques, phéromones grégaires...), stimuli perçus par le système sensoriel et à des facteurs internes à l'individu qui sont la motivation, l'histoire individuelle et le patrimoine génétique (**Kaiser, 1999**).

La reproduction regroupe l'ensemble des fonctions assurant la pérennité de l'espèce, elle fait intervenir de nombreux mécanismes physiologiques qui permettent la localisation, la reconnaissance du partenaire sexuel et l'accouplement entre deux individus de la même espèce afin d'engendrer des descendances viables et fertiles (**Weaver & Farlane, 1990**).

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**).

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**). Les phéromones de plus de 7000 espèces d'insectes ont été décrites (**El-Sayed et al., 2013**). Les phéromones sexuelles, impliquées dans la reproduction, ont été particulièrement étudiées. 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**). Le genre *Drosophila* est composé d'un grand nombre d'espèces et leur comportement reproducteur présente une grande diversité (**Markow & 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 qui forment un véritable dialogue entre les partenaires (**Greenspan & Ferveur, 2000**), 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 & 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 pour accoler son appareil génital à celui de la femelle. 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 (**Connolly & 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 et n'écarte pas ses ailes, empêchant le mâle de se positionner correctement pour l'accouplement (**Spieth, 1952; Lasbleiz et al., 2006**).

Dans notre étude, nous avons testé l'hypothèse selon laquelle des concentrations subletales des extraits aqueux et éthanlolique (25 µg/ml ; 1 µg/ml) de *N. glauca* Graham, ainsi des extraits aqueux d'*Urtica dioica* (10 µg/ml) pourraient affecter la performance reproductive des adultes, ce qui aboutit à l'avortement de l'accouplement. De toute évidence, une longue latence de couplage indique la non-réactivité de la femelle malgré le dynamisme du mâle.

Cette inaptitude sexuelle est liée aux phéromones épicuticulaires féminin et masculin. Une femelle non réceptive va fuir le mâle, soulevant et abaissant son abdomen, extrude complètement son ovipositeur. Si elle est réceptive, les femelles sont fécondées pour seulement 20 minutes (**Goudey & Perrière, 1974**), durant lesquelles, les spermatozoïdes du mâle sont transférés dans le tractus génital féminin (**Vasudev et al., 2013**).

Nos résultats montrent que les adultes traités prennent un long temps pour s'accoupler, également les durées des différentes séquences de la parade, tels que

l'orientation, le tapotement, les vibrations alaires et le léchage sont considérablement augmentées de manière dose dépendante, le traitement agit différemment sur les séquences comportementales de la parade, selon le type de croisement.

L'extrait aqueux et éthanolique de *N. glauca* Graham et l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* influe perturbe et supprime l'accouplement des mouches de *D. melanogaster* ; ces dernières ne s'accouplent pas lorsque l'un des deux insectes est traité ou en traitant des deux sexes et lorsque les mâles sont traités et les femelles sont témoins par contre toute les couples témoin dont les mâles sont témoins et les femelles sont témoin font un accouplement.

Les concentrations sublétales perturbent complètement les séquences comportementales des adultes de drosophile. Après quelques contacts entre les deux partenaires, aucune séquence de parade n'est observée cela est peut être du a une modification du profil cuticulaire chez les mouches. Le rôle des contacts dans la reconnaissance mutuelle des partenaires à été prouvé chez différentes espèces d'insectes tel que les blattes (**Roth & Willis, 1952, Smyth, 1963, Farine et al., 1993, Gropeaux, 1994**). Cette phase de reconnaissance antennaire entre les deux sexes déclenche chez le mâle un comportement de parade, la « vibration alaire », qui démontre son excitation.

Des résultats similaires ont été notés avec les extraits de *Peganum harmala* (*Zygophyllaceae*), plante herbacée, riche en alcaloïdes indoliques qui lui confèrent une activité insecticide sur les différentes séquences du comportement sexuel de *D. melanogaster* (**Elbah et al., 2016**). Cependant, les mêmes effets ont été observés dans des expériences avec d'autres insecticides. L'exposition à l'imidaclopride aux doses sublethales induit des effets sur l'accouplement et la fertilité de *D. melanogaster* (**Louat, 2013**), dithiocarbamate, Dithane (**Vasudev et al., 2013**), spinosad et azadirachtine (**Bensafi Gheraïbia, 2010**), *Bacillus thuringiensis* (**Bourbia, 2012**). D'autres résultats indiquent également que le spiromesifen affecte le métabolisme des lipides chez la *Drosophile* confirmant son principal mécanisme d'action sur hydrocarbures cuticulaires, avec comme conséquence un effet sur la synthèse des phéromones sexuelles et la parade nuptiale de la *drosophile* (**Bensafi Gheraïbia, 2015**).

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 et al., 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**).

Une femelle peut avoir avantage à pondre une partie de ses œufs sur des sites moins favorables pour sa progéniture lorsque son espérance de vie diminue (**Lalonde & Roitberg, 1992**). Ainsi, des femelles deviennent moins sélectives en pondant sur des hôtes déjà infestés lorsque le temps depuis leur dernière ponte augmente (**Roitberg et al., 1984**) ou lorsque la pression atmosphérique chute, signe annonciateur d'un front orageux (**Lalonde & Roitberg, 1992**). De la même façon, la dépense énergétique associée à la phase de recherche d'hôtes peut avoir des répercussions négatives sur la fécondité des femelles (**Inglesfield & Begon, 1983**).

Le choix du site de ponte des femelles peut également être influencé par la présence d'ennemis naturels (**Denno & al., 1990; Bievre et al., 1992**). La prise en compte de ce facteur dans le comportement d'oviposition est d'autant plus important que, chez les insectes, la prédation est l'un des principaux facteurs de mortalité larvaire (**Bernays, 1997**).

Le choix de lieu de ponte chez la femelle de *D. Melanogaster* (comportement d'oviposition) est modifié après le traitement avec les deux extraits aqueux et éthanolique (25 µg/ml ; 1 µg/ml) de *N. glauca* ; la femelle témoin ne choisie pas le milieu de culture traité comme un lieu de ponte et préfère toujours le milieu témoin cela pour assurer le développement de leurs générations par contre les couples traitées et les couples dont le mâles est témoin et la femelle est traité avec les extraits ( aqueux et éthanolique ) de *N. glauca* Graham préfère leur milieu nutritif traité. L'étude de **Habbachi (2020)** à montré les mêmes résultats que hors de traitement avec *C. arabica*.

le traitement avec l'extrait aqueux d'*Urtica dioica* (10µg/ml) montre que la femelle témoin ne choisie pas le milieu de culture traité comme un lieu de ponte ( effet répulsif) et préfère toujours le milieu témoin ( effet attractif ) de même la femelle traité dans les couples traitées et les couples dont le mâles est témoin et la femelle est traité ne

préfère pas le milieu traité ( effet répulsif). En 2021 **Saadane et al** montre aussi que les couples dont la femelle est traité et le mâle est traité avec *D. maritima* préfèrent le milieu témoin.

Les études sur les effets comportementaux des neurotoxiques sont importantes pour plusieurs raisons. D'abord, les observations détaillées des symptômes comportementaux d'insectes empoisonnés aideront à élucider les modes d'action des insecticides nouveaux et conventionnels. Deuxièmement, il est clair que presque tous les insecticides interfèrent avec les comportements normalement bien orchestrés des insectes ravageurs et peuvent donc contribuer à la gestion de leurs populations (**Haynes, 1988 ; Desneux et al., 2007 ; Lürning & Scheffer, 2007**).

Certaines familles de végétaux métabolisent des alcaloïdes, souvent violemment toxiques, des acides ou des hétérosides ou encore des molécules aromatiques comme certains alcools: phénols, cétones, aldéhydes, et terpènes produits en permanence par des plantes aromatiques. Plusieurs de ces classes de molécules peuvent être présentes dans une même plante, et vont agir sur le comportement d'un grand nombre d'insectes phytophages par des processus de répulsion ou d'antiappétence (**Bernays et Chapman, 1994**). Leur toxicité s'exerce de façon sélective sur le système nerveux (neurotoxique), le système reproducteur (reprotoxique) ou le système digestif des bioagresseurs (**Lauwerys, 1990, in Regnault-Rogeret Philogene, 2008; Weinzerl, 1998**).

Quoi qu'il en soit, le fait de disposer d'un bon insecticide, chimique ou d'origine biologique, ne suffit pas pour autant à garantir le succès d'un programme de lutte réussis. Le choix de la stratégie et les moyens de l'appliquer sont tout aussi importants par exemple dans notre étude on ne vise pas la mortalité qui nécessite des grandes doses (quantités d'extraits et donc de plante) mais plutôt les comportements vitaux de *D. melanogaster* qui demandent des doses minimales dans le cadre d'une lutte biologique intégrée, toute en respectant l'environnement et la santé des êtres vivants y compris l'homme. Il est alors important de bien réfléchir sur l'ensemble de ces paramètres avant de passer à l'exécution d'un programme sans risque.

**Conclusion**

## 5. Conclusion

Aujourd'hui, les besoins en pesticides et l'industrie des pesticides évoluent il est de plus en plus nécessaire de produire des pesticides et des produits naturels plus respectueux de la toxicologie et de l'environnement, les produits naturels comme les plantes répondent souvent à ce besoin. Dans notre étude nous avons étudié l'effet direct (la mortalité) et indirect (l'attractivité alimentaire, le comportement sexuel, la reproduction ; la fertilité) des plantes médicinales *Nicotiana glauca* Graham (*Solanaceae*) et *Urtica dioica* (*Urticaceae*) sur la mouche vinaigre *Drosophila melanogaster*.

*N. glauca* et *U. dioica* montre une bonne activité insecticide contre de *D. melanogaster* spécifiquement avec les concentrations les plus élevées. La mortalité observée est corrélée positivement avec les concentrations utilisées et la durée d'exposition ou l'extrait aqueux de *N. glauca* présente des taux de mortalités élevés plus important comparativement aux extrait éthanolique de *N. glauca* et de l'extrait aqueux de *U. dioica*.

La longévité des adultes traités de *D. melanogaster* avec nos extraits a été perturbé et diminué ou les adultes nouvellement émergés meurent et résistent pas le traitement. L'extrait aqueux et éthanolique de *N. glauca* Graham provoque des taux de mortalité élevé spécifiquement avec les fortes concentrations par contre l'extrait aqueux d'*U. dioica* tue uniquement la moitié de la population mâle ; femelle du *D. melanogaster*.

Le traitement des larves et des milieux de cultures par les extraits de *N. glauca* et d'*U. dioica* perturbe le comportement alimentaire et l'attractivité des larves et présente un effet attractif chez les larves traités avec l'extrait aqueux et éthanoliques de *N. glauca* et un effet répulsif chez les larves traités avec l'extrait aqueux d'*U. dioica* ou les larves traités et témoin préfèrent toujours le milieu initial témoin.

Les effets sublétaux les plus importants d'un insecticide sont ceux qui perturbent la reproduction des insectes. Dans notre étude, nous avons montré que nos extraits de *N. glauca* et d'*U. dioica* perturbent et suppriment les principales

## *Conclusion*

---

séquences du comportement sexuel de l'insecte ou les couples traités ne présentent aucun accouplement ainsi chez les couples où un des deux partenaires sont traités.

L'étude de la fécondité et la fertilité de notre modèle biologique indique que nos extraits provoque une diminution du nombre total des œufs et des larves et présente un effet attractif chez les femelles traités avec l'extrait aqueux et éthanolique de *N. glauca* par contre les femelles traitées avec l'extrait aqueux d'*U. dioica* ne préfèrent pas le milieu traités comme un site du ponte (Effet répulsif).

Sur le plan de lutte, il serait intéressant d'identifier les molécules insecticides que contiennent les extraits aqueux de *N. glauca* et d'*U. dioica* et de déterminer l'effet de ces derniers sur le profil cuticulaire de la mouche de vinaigre à travers une analyse chimique (CPG). Il est souhaitable aussi d'essayer d'autres plantes et d'autres extraits végétaux et d'évaluer leurs effets bioinsecticides sur l'aspect morphologique et biochimique ainsi qu'une estimation du potentiel reproducteur chez la *Drosophile* traitée.

*Références  
Bibliographiques*

### 6. Références Bibliographiques:

- Abdel-Rahman HR., Al-Mozini RN, 2008.** Antifeedant and toxic activity of some plant extracts against larvae of cotton leafworm *Spodoptera littoralis* (Lepidoptera: Noctuidae). *Pakistan Journal of Biological Sciences*. 10(24):4467-72. 10.3923/pjbs.2007.4467.4472
- Abdullah M.A.R., 2009.** Toxicological and histopathological studies of *Boxus chinensis* oil and precocene II on larvae of the red palm weevil *Rynchophorus ferrugineus* (Oliver) (Coleoptera : Curculionidae). *Egypt. Acad. J. biolog. Sci*, 2(2): 45-54
- Alioua, A., 2001.** Détection de la pollution plombique d'origine automobile à l'aide de bioaccumulateurs végétaux dans l'agglomération de Skikda (N. E. Algérie). Thèse de Doctorat de l'Université Joseph Fourier, Grenoble, 136 p
- Amandeep K., Meera S., 2014.** Pesticidal Effect of Plant *Peganum Harmala* Against Stored Grain Pest *Tribolium Castaneum* (Coleoptera : Tenebrionidae). *Indian journal of applied research*. 4 (7) : 544-545.
- 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. Environ.* 10 (2), 67 – 71.
- Appel A.G., 1990.** Laboratory and field performance of consumer bait products for *German cockroaches* (Dictyoptera: Blattellidae) *Control. J. Eco. Entomol.* 81(1): 153-159.
- 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
- Ayad R., 2008.** Recherche et Détermination structurale des métabolites secondaires de l'espèce : *Zygophyllum cornutum* (Zygophyllaceae). Mémoire de Magister. Université Mentouri de Constantine, Algérie. 124 pp.
- Badi A., 2015.** Effets sublétaux d'un régulateur de croissance des insectes, le tébufénozide, sur la communication chimique et la reproduction de *Blattella germanica* (Dictyoptera :

## *Références Bibliographiques*

---

Blattellidae). Thèse de Doctorat en Biologie Animale. Université Badji Mokhtar de Annaba, Algérie. 107 pp.

**Baehrecke, E. H., 2000.** Steroid regulation of programmed cell death during *Drosophila* development. *Cell Death & Differentiation*, 7(11).

**Baudry M., 1998 .** Encyclopédie des sciences. Édition : 2, France. *ISBN 2-253-13020-6*, 1456 p.

**bbasipour H., Mahmoudvand M., Rastegar F., Basij M., 2010.** Insecticidal activity of *Peganum harmala* seed extract against the diamondback moth, *Plutella xylostella*. *Bulletin of Insectology*. 63 (2): 259-263.

**Becher PG, Flick G, Rozpędowska E, Schmidt A, Hagman A, Lebreton S., 2012.** Yeast, not fruit volatiles mediate *Drosophila melanogaster* attraction, oviposition and development. *Functional Ecology*. 2012; 26:822-828.

**Bekhakheche M.,2018.** Perturbation du comportement animal sous stress induit par les insecticides. Cas de deux modèles (invertébrés : les blattes et vertébrés : les rats Wistar). Doctoral Thesis. University of Annaba (Algeria). 229 pp.

**Beltrami M., Medina-Munoz M.C., Del Pino F., Faveur J.F. & Godoy-Herrera R., 2012.** Chemical cues influence pupation behavior of *Drosophila simulans* and *Drosophila buzzatii* in nature and in laboratory. *PLoS One*, 7: e39393.

**Benayad N., 2008.** Les huiles essentielles extraites des plantes médicinales marocaines, moyen efficace de lutte contre les ravageurs des denrées alimentaires stockées. Thèse de Doctorat. Université Mohammed V-Agdal de Rabat, Maroc. 200 pp

**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.

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

**Bensafi-Gheraïbia H., 2015.** Evaluation du Spiromesifen, inhibiteur de la synthèse des lipides chez *Drosophila melanogaster* : Aspect toxicologique, biochimique et comportemental.

## *Références Bibliographiques*

---

Thèse de Doctorat en Biologie Animale. Université de Badji Mokhtar de Annaba, Algérie.  
105 pp

**Bensebaa F., 2016.** Effects d'un analogue de l'hormone juvénile (pyriproxifène) sur le développement d'un modèle biologique *D. melanogaster* : toxicité, croissance, cuticule et chitin. Doctoral Thesis: Reproduction and Development. University Badjimokhter Annaba, 77p.

**Berge T.O., 1975.** International catalogue of Arboviruses, including certain other viruses of Vertebrates. US Depart. Hlth. Educ. And Welfare.Public. N°75-8301, 2.

**Bernays EA., 1997.** Feeding by lepidoptrean larvae is dangerous. *Ecological entomology*. 22:121-123.

**Bertrand B., Jeanne A., 2008.** "Les secrets de l'Ortie", 10<sup>ème</sup> Ed. Du Terran : 45-95.

**BLAMEY, M., GREY-WILSON, C., 1998** - Mediterranean wild flowers. Harper Collins Publisher, London.

**BOGDANOVIC ,2006-Nicotiana glauca** Graham (Solanaceae), a new invasive plant in Croatia Acta Bot. Croat. 65 (2), 203–209. <http://fr.cyclopaedia.net/wiki/Nicotiana-glauca>

**Bombardellie, P.,1997.** -*Urtica dioica* L. *Fitoterapia*, ,387-402p.

**Bonde J.P., Toft G., Rylander L., Rignell-Hydbom A., Giwercman A., Spano M., Manicardi G.C., Bizzaro D., Ludwicki J.K., Zvyezday V., Bonefeld-Jorgensen E.C., Pedersen H.S., Jonsson B.A. & Thulstrup A.M., 2008.** Fertility and markers of male reproductive function in Inuit and European populations spanning large contrasts in blood levels of persistent organochlorines. *Environ Health Perspect*, 116: 269-277.

**Bouayad N., Rharrabe K., Lamhamdi M., Ghailani Nourouti N., Sayah F., 2012.** Dietary effects of harmine, a b-carboline alkaloid, on development, energy reserves and a-amylase activity of *Plodia interpunctella* Hübner (Lepidoptera : Pyralidae). *Saudi Journal of Biological Sciences*. 19: 73-80.

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

**Boullard B. (2001).** Dictionnaire des plantes médicinales du monde. *Estem. Paris* : 174

## *Références Bibliographiques*

---

- Bounechada M. & Arab R., 2011.** Effet insecticide des plantes *Melia azedarach* L. et *Peganum harmala* L. sur *Tribolium castaneum* Herbst (Coleoptera : Tenebrionidae). *Agronomie*, 1: 6
- Bourbia S.** Étude de la souche sauvage de *Drosophila melanogaster* agent de la pourriture grise des fruits. Identification et Comportement sexuel. Thèse de Magister. Université de Annaba, Algérie. 2012, 86.
- Bouzar A., Habbachi S., Samai I., Rahat M., Hedjouli Z., Boublata NI., Saadane Fz., Habbachi W And Tahraoui A., 2021.** Valorization Of Aqueous Extracts Of *Nicotiana Glauca* Graham (*Solanaceae*) On Longevity, Sexual Behavior And Oviposition Behavior Of *Drosophila Melanogaster* (Ditera: Drosophilidae). *Plant Cell Biotechnology and Molecular Biology* 22(61&62):93-109.
- Bouzar A., Samai I., Habbachi S., Rahat M., Boublata NI., Saadane Fz., Habbachi W And Tahraoui A., 2022.** Insecticidal effects of the spontaneous plant *Urtica dioica* L. (*Urticaceae*) on the mortality and behavior of *Drosophila melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *Asia life sciences*. ISSN: 01173375 Volume 12, Issue 06, June, 2022
- Bretschneider T., Benet-Buchholz J., Fischer R., Nauen R., 2003,** Spirodiclofen and Spiromesifen - Novel Acaricidal and Insecticidal Tetrone Acid Derivatives with a New Mode of Action. *CHIMIA International Journal for Chemistry*. 57(11):697-701
- Bruneton J, 1993.** *Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales*. Technique et documentation. Ed. Lavoisier, Paris, 915 p.
- Carvalho, FP., 2017.** Pesticides, environment, and food safety. *Food and Energy Security*. 6(2) : 48–60.
- Casida J.E., Durkin K.A., 2013.** Neuroactive insecticides: targets, selectivity, resistance, and secondary effects. *Annu Rev Entomol*, 58: 99-117.
- Casida J.E., Quistad GB., 1998.** Golden age of insecticide research: past, present, or future? *Annu. Rev. Entomol*. 43: 1-16.
- Castorena JL, Garriott JC, Barnhardt FE, Shaw RF.,1987.** A fatal poisoning from *Nicotiana glauca*. *J Toxicol Clin Toxicol* 1987;25(5):429-35.

## *Références Bibliographiques*

---

- Chabaud M.A., 2008.** Développement de conditionnements associatifs et expression individuel et collectif de mémoires appétitifs et aversives chez la drosophile. Thèse de Doctorat en Biologie du Comportement. Université Paris 13, France. 44 pp
- Chabi L ,Bekhakheche M, Habbachi S, Benhissen S, HabbachiW,Tahraoui A., 2019.** Evaluation of direct toxic effects of *Citrullus Colocynthis* (*Cucurbitaceae*) ethanolic extracts against fruit fly *D.melanogaster melanogaster* .*Wulfenia Journal*. Vol 26, No. 2.
- Chamseddin, K. H., Khan, S. Q., Nguyen, M. L., Antosh, M., Morris, S. N. S., Kolli, S., Nerettid, N., Helfandd. S., & Bauer, J. H., 2012.** takeout-dependent longevity is associated with altered Juvenile Hormone signaling. *Mechanisms of ageing and development*, 133(11), 637-646.
- Luo, Y., Amin, Jahanshah., & Voellmy, R., 1991.** Ecdysterone receptor is a sequence specific transcription factor involved in the developmental regulation of heat shock genes. *Molecular and cellular biology*, 11(7), 3660-3675.
- 
- Chardonnet F., 2013.** Rôle du gène foraging dans l'évolution du comportement alimentaire de noctuelles foreuses de céréales, Thèse de Doctorat. Université Pierre et Marie Curie, Gif-sur-Yvette. France. 2013, 245.
- Clynen E., Ciudad L., Bellés X. & Piulachs M.D., 2011.** Conservation of fruitless role as master regulator of male courtship behaviour from cockroaches to flies. *Dev. Genes. Evol*, 221: 43-48.
- Colborn T., 2006.** A case for revisiting the safety of pesticides: A closer look at neurodevelopment. *Environmental Health Perspectives*. 114 (1): 10–17.
- Colombani, J., Bianchini, L., Layalle, S., & Léopold, P., 2006.** Stéroïdes, insuline et croissance: les mouches dopent la recherche. *médecine/sciences*, 22(3), 241-243.
- 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.
- Cooper D.M., 1960.** Food preference of larval and adult *Drosophila*. *Evolution*, 14: 41-45.
- Corby-Harris V., Pontaroli A.C., Shimkets L.J., Bennetzen J.L., Habel K.E. & Promislow D.E.L., 2007.** Geographical Distribution and Diversity of Bacteria Associated with Natural

## *Références Bibliographiques*

---

Populations of *Drosophila melanogaster*. Applied And Environmental Microbiology, 73(11): 3470-3479

**Costa J.T., 2006.** The other insect societies. *The Belknap Press of Harvard University Press*, Cambridge, Massachusetts and London, England. 812 pp.

**Cox P.D., 2004.** Potential for using semiochemicals to protect stored products from insect infestation. *Journal of Stored Products Research*, 40: 1-25

**Crosby D.G., 1966.** Natural pest control agents. In Gould, R.F. (Ed.). *Natural Pest Control Agents*. Advances in Chemistry Series. 53: 1-16

**D’Incao MP, Knaak, N, Fiuza LM., 2013.** Phytochemicals taken from plants with potential in management of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Biopesticides*, 6(2), 182.

**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.

**DDEP., 2008.** Développement durable, Environnement et Parcs, Québec, Mars 2008.

**De Groot I, 2004.** Protection des cereals et des légumineuses stockées. In Derradji Heffaf F., 2013, Composition chimique et activité insecticides de trois extraits végétaux à l’égard de *Sitophilus oryzae* (L.) (Coleoptera : Curculionidae). Mémoire de magister en sciences agronomiques. ENS Agronomique – El Harach Alger. 80 pp.

**Delbac L., Cusch A., Rouzes R, Ravidat M.L. & Launes S., 2014.** *Drosophila suzukii* est elle une menace pour la vigne *Phytoma*, 679: 16-21.

**Denno R.F., Larsson S., Olmstead K.L., 1990.** Role of enemy-free space and plant quality in host-plant selection by willow beetles. *Ecology*. 71:124–137.

**Desneux N., Decourtye A. & Delpuech J.M., 2007.** The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. *Annu. Rev. Entomol*, 52: 81-106

**Dhadialla T.S., Carlson G.R. & Le D.P., 1998.** New insecticides with ecdysteroidal and juvenile hormone activity. *Ann. Rev. Entomol*, 43: 545-569.

## *Références Bibliographiques*

---

- Dhadialla, T.S., Retnakaran, A. & Smaghe, 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.
- Dhadialla, T.S., Retnakaran, A. & Smaghe, G. 2010.** Insect growth and development disrupting insecticides. In: Gilbert, L.I. & Gill, S.S. (Eds). *Insect Control*. Elsevier, New York. USA. 121-166.
- Dhumad Kadhim A., Salim H., Sahib Abed M., 2015.** Efficacy of Harmal *Pegnum harmala* on Rice weevil *Sitophilus oryzae* L in the stored Rice grains. *European Academic Research*. **3** (7): 7506-7514
- Dickson B.J., 2008.** Wired for sex : the neurobiology of *Drosophila* mating decisions. *Science*, 322(5903): 904-9.
- Didelot, G. (2006).** La mémoire à long terme chez la *Drosophile*: un cadre d'étude des retards mentaux non syndromiques. Thèse de doctorat, Université Paris XI. 228 p.
- Dumon H., Faugere B., 1995.** Insectes et pathologie tropicale. Médecine d'Afrique noire 39 (3).
- Ebeling W (1978)** Urban Entomology. University of California Division of Agricultural Science. Berkeley.
- Elbah D, Habbachi W, Ouakid ML, Tahraoui A., 2016.** Sublethal effects of *Peganum harmala* (*Zygophyllaceae*) on sexual behavior and oviposition in fruit fly *D.melanogaster melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *Journal of Entomology and Zoology Studies*. **4**(6): 638-642.
- El-Sayed, A. M., Cole, L., Revell, J., Manning, L. A., Twidle, A., Knight, A. L., & Suckling, D. M., 2013.** Apple volatiles synergize the response of codling moth to pear ester. *Journal of chemical ecology*, **39**(5), 643-652.
- Eriksson P., Ahlbom J. & Fredriksson A., 1992.** Exposure to DDT during a defined period in neonatal life induces permanent changes in brain muscarinic receptors and behaviour in adult mice. *Brain Res*, **582**: 277-281
- 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.

## *Références Bibliographiques*

---

- 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.
- 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. 2012.** Food and Agriculture Organization of the United Nations. FAOSTAT;.[[www.faostat.fao.org](http://www.faostat.fao.org)].
- Farine J.P., Le Quéré J. L., Duffy J., Sémon E., Brossut R., 1993 .** 4-Hydroxy-5-methyl-3-(2H)-furanone and 4-hydroxy-2, 5-dimethyl- 3-(2H)-furanone, two components of the male sex pheromone of *Eurycotis floridana* (Blattidae). *Biosci. Biotech. Biochem*, 57 : 2026-2030.
- Fermaud M., Gravot E., Blancard D., 2002.** La pourriture acide dans le vignoble bordelais. II - Vection par les drosophiles des micro-organismes pathogènes. *Phytoma La Défense des Végétaux*.
- Finney D.J., 1971.** Probits analysis. 3rd ed, Cambridge University Press, London
- Flatt, T., & Kawecki, T. J., 2007.** Juvenile hormone as a regulator of the trade-off between reproduction and life span in *Drosophila melanogaster*. *Evolution*, 61(8), 1980-1991.
- 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.
- Fletcher N., 2007.** Guide nature, reconnaître la nature comestible et savoureuse sans peine, Edition Nathan : P26-27
- Fleurentin J., 2008.** Plantes médicinales tradition et thérapeutique, éditions Ouest France ,France B.U. Santé Nantes :p 104-105
- Fouché J., Maquet A., Hambuchès K., 2000.** Les plantes médicinales, de la plante au médicament ; Observation du Monde des plantes Sart-Tilman

## *Références Bibliographiques*

---

- Fourgeron A.S., 2011.** Réponses comportementales et préférences envers les acides gras à longue chaîne chez *Drosophila melanogaster*. Thèse de Doctorat en Sciences Biologiques. Université de Bourgogne, France. 126 pp.
- Furer V, Hersch M, Silvetzki N, Breuer GS, Zevin S ., 2011.** *Nicotiana glauca* (tree tobacco) intoxication – two cases in one family. *J Med Toxicol*;7(1):47-51.
- Garfield E., 1990.** The cockroaches connection- Ancient, Seemingly Indestructible Pest. Part 2. *Population control. Curent comments.* 46: 5- 13.
- Ghanim M., Kontsedalov S., 2009.** Susceptibility to insecticides in the Q biotype of *Bemisia tabaci* is correlated with bacterial symbiont densities. *Pest Management Science.* 65(9): 939 -942.
- Goguel, V., Belair, A. L., Ayaz, D., Lampin-Saint-Amaux, A., Scaplehorn, N., Hassan, B. A., & Preat, T., 2011.** *Drosophila* amyloid precursor protein-like is required for longterm memory. *Journal of Neuroscience,* 31(3), 1032-1037.
- Goodspeed , T. H.1954-** Le genre *Nicotiana* : origines , les relations et l'évolution de son espèce à la lumière de leur distribution, la morphologie et la cytogénétique . *Chronica Botanica Co. ,* Waltham, Massachusetts.
- Goudey-Perrière, F., & Perrière, C., 1974.** Guide de travaux pratiques de Zoologie et de Biologie Animale, Centre de documentation universitaire, Paris, 2
- Grandjean P., Landrigan P.J., 2006.** Developmental neurotoxicity of industrial chemicals. *The Lancet.* 368(9553): 2167–2178.
- Greenspan R.J. & Ferveur J.F., 2000.** Courtship in *Drosophila*. *Ann. Rev. Genet,* 3: 205- 232.
- Griffiths A.J.F., Miller J.H., Suzuki D.T., Sanlaville C., Lewontin R.C., Gelbart W.M., 2002 .** Introduction à l'analyse génétique. 3e édition De Boeck Université. *ISBN* 2744500976, 9782744500978. p38
- Gropeaux J.C., 1994.** Comportement sexuel de *Diploptera punctata* (Dictyoptera, Blaberidae) : Approche éthologique. Mémoire de diplôme d'études approfondies de Biologie. Université Paris XIII. 18 pp.

## ***Références Bibliographiques***

---

- Guarrera PM, Salerno G, Caneva G., 2005.** Folk phytotherapeutical plants from Maratea area (Basilicata, Italy). *J Ethno-pharmacol* ; 99(3): 367-378.
- Habbachi S., 2020.** 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, University of Annaba (Algeria). 139 pp.
- Habbachi S, Amri N, Benhissen S, Habbachi W, Rebbas K, Tahraoui A., 2019.** effets toxiques des extraits aqueux du *Cleome arabica* (*Capparidaceae*) sur la mortalité et le comportement sexuel de *D.melanogaster melanogaster* (Diptera :Drosophilidae). *Journal of Animal Behaviour and Biometeorology* 7 :137-143.
- Habbachi W, Benhissen S, Ouakid ML, Farine JP., 2013.** Effets biologiques d'extraits aqueux de *Peganum harmala*(L.) (*Zygophyllaceae*) sur la mortalité et le développement larvaire de *D.melanogaster melanogaster* (Diptera–Drosophilidae). *Algerian journal of AridEnvironment*. 3 (1): 82-88.
- Habbachi W, Benhissen S, OuakidM.L, Farine JP, Bairi A., 2014.** Toxicity of aqueous extracts from Mediterranean plants on *Culex pipiens*(Mosquitoes).Case of *Daphnegnidium*(*Thymelaeaceae*) and *Peganumharmala* (*Zygophyllaceae*). *Wulfenia Journal*. 21: 244-252.
- Hales, K. G., Korey, C. A., Larracunte, A. M., & Roberts, D. M., 2015.** Genetics on the fly: a primer on the *Drosophila* model system. *Genetics*, 201(3), 815-842
- Hamby KA., Hernández A., Boundy-Mills K, Zaloma FG., 2012.** Associations of Yeasts with Spotted-Wing *Drosophila* (*Drosophila suzukii*; Diptera: Drosophilidae) in Cherries and Raspberries. *Appl Environ Microbiol*. 78:4869. 547 : 41-44.
- Hans WK., 2007.** 1000 plantes aromatiques et médicinales. Terre édition. p6-7.
- Haynes K.F., 1988.** Sublethal effects of neurotoxic insecticides on insect behavior. *Ann. Rev. Entomol*, 33: 149-168.
- Haynes KF.** Sublethal effects of neurotoxic insecticides on insect behavior. *Ann. Rev. Entomol*. 1988; 33:149- 168.

## *Références Bibliographiques*

---

- Heimbeck, G., Bugnon V., Gendre N., Haberlin C., Stocker R.F., 1999.** Smell and taste perception in *Drosophila melanogaster* larva: Toxin expression studies in chemosensory neurons. *Journal of Neuroscience*, 19: 6599-6609.
- Heusser S. & Dupuy. H.G., 2004 .** Biologie animale : Les grands plans d'organisation. 2e édition, *DUNOD*. p 142.
- Hoffmann A.A. & Parsons P.A., 1991.** Evolutionary genetics and environmental stress. Oxford University Press. 284 pp
- 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.
- Hseini, S. & Kahouadji, A., 2007 -** Étude ethnobotanique de la flore médicinale dans la région de Rabat (Maroc occidental). *Lazaroa* 28:79-92 (2007)
- 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. PhD thesis, 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.
- Inglesfield C., Begon M., 1983.** The ontogeny and cost of migration in *Drosophila subobscura* Collin. *Biological Journal of the Linnean Society*. 19(1) : 9 - 15.
- Isman MB., 2006.** The role of botanical insecticides, deterrents and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. *Annual Review of Entomology*, 51, 45–66.
- Isman MB ., 2013.** Botanical insecticides in modern agriculture and an increasingly regulated world Conference at National Center for Animal and Plant Health (CENSA). Mayabeque, Cuba. 51 slides
- Isman MB ., 2019.** Botanical insecticides in the twenty-first century – fulfilling their promise. *Annu RevEntomol* 65:11.1-11.17 DOI: 10.1146/annurev-ento-011019-025010.

## *Références Bibliographiques*

---

- Jbilou R., Ennabili A. & Sayah F., 2006.** Insecticidal activity of four medicinal plant extracts against *Tribolium castaneum* (Herbst) (Coleoptera : Tenebrionidae). Afr. J. Biotechnol, 5(10): 936-940
- Jolivet P.** Les insectes et l'homme. Collections PUF, 1980, 128.
- Joly D.** *La drosophile*: Un insecte au service de la science. Banque des savoirs : Biologie et génétique. 2006, 8.
- Joly. D., 2006.** *La drosophile* : Un insecte au service de la science.
- Julve, PH., 2014** - Baseflor. Index botanique, écologique et chorologique de la flore de France. Version : 06 janvier 2014. <http://perso.wanadoo.fr/philippe.julve/catminat.htm>  
<http://www.tela-botanica.org/bdtfx-nn-44079-description>
- Kaiser L., 1999.** Le comportement des insectes. Ann. Soc. Entomol. Fr. (N.S), Section 4: Comportement, 35 (suppl.): 136-147
- Karlson P. & Lüscher M., 1959.** Pheromones : A new term for a class biologically active substances. *Nature*, 183: 55
- Kemassi A et Oued 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 MD., 2014.** Activité biologique des huiles essentielles de *Peganum harmala* L. (*Zygophyllaceae*) et de *Cleome arabica* L. (*Capparidaceae*) sur *Schistocercagregaria* (Forskål, 1775). Phytothérapie, 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.
- Kloepper J., Harrison M. & Brewer J., 1979.** The association of *Erwinia carotovora* var. *atroseptica* and *Erwinia carotovora* var. *carotovora* with insects in Colorado. Am. Potato J, 56: 351-361.

## *Références Bibliographiques*

---

- Konopka, R. J., & Benzer, S. (1971).** Clock mutants of *Drosophila melanogaster*. Proceedings of the National Academy of Sciences, 68(9), 2112-2116
- Kreher S.A., Kwon J.W., Carlson J.R., 2005.** The molecular basis of odor coding in the *Drosophila* larva. *Neuron*, 46: 445-456.
- 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.
- Kubo I., 2006.** New concept to search for alternate insect control agents from plants. In Rai, M., and M. Carpinella (eds.) Naturally occurring bioactive compounds 3. Elsevier, Amsterdam, The Netherlands. 61-80 pp.
- Lalonde RG., Roitberg BD., 1992.** Host selection behavior of the thistle-feeding fly: choices and consequences. *Oecologia*. 90: 534-539.
- 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. Ecole nationale supérieure agronomique el-harrach.87
- Larsson M.C., Domingos A.I., Jones W.D., Chiappe M.E., Amrein H., Vosshall L.B., 2004.** Or83b encodes a broadly expressed odorant receptor essential for *Drosophila* olfaction. *Neuron*, 43 : 703-714.
- Lasbleiz, C., Ferveur, J. F., & Everaerts, C., 2006.** Courtship behaviour of *Drosophila melanogaster* revisited. *Animal Behaviour*, 72(5), 1001-1012.
- Lebouz I .,2010.** Activité biologique des extraits foliaires de *Cleome arabica* L. (*Capparidaceae*) chez *Schistocercagregaria*(Forskål, 1775) (Orthoptera, Acrididae). Mémoire Magistère. Université de Biskra.165pp..
- Lecointre G., Le Guyader H., 2001.** Classification philogénétique du vivant.3 e Edition , Belin, ISBN 2-7011-4273-3. p559.
- 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.

## *Références Bibliographiques*

---

- Liu, T. X., 2003.** Effects of a juvenile hormone analog, pyriproxyfen, on Thrips tabaci (Thysanoptera: Thripidae). *Pest management science*, 59(8), 904-912.
- 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.
- Louis C., Girard M., Kuhl G. & Lopez-Ferber M., 1996.** Persistence of *Botrytis cinerea* in its vector *Drosophila melanogaster*. *Phytopathology*, 86: 934-939.
- Lürning M., Scheffer M., 2007.** Info-disruption: pollution and transfer of chemical information between organisms. *Trends. Ecol. Evol.* 22 (7) : 374-379.
- 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.
- Maistrello L., Lopez MA., Soria FJ., Ocete R., 2005.** Growth inhibitory activity of *Daphne gnidium* L. (*Thymelaeaceae*) extracts on the elm leaf beetle (Col., Chrysomelidae). *Journal of Applied Entomology*. 129(8) : 418–424.
- Manoguerra AS, Freeman D., 1982.** Acute poisoning from the ingestion of *Nicotiana glauca*. *J Toxicol Clin Toxicol*;19(8):861-4.
- Marchoux,G.,Gognalons, P.,2008** - virus des Solanacées du génome viral à la protection des cultures.Quae. Paris.896p.
- Marčić D., Ogurlić I., Perić P., 2009.** Effects of spiroadiclofen on the reproductive potential of two-spotted spider mite (Acari: Tetranychidae) ovipositing females. *Archives of Biological Sciences*. 61: 777-785.
- Markouk M, Bekkouche K, Larhsini M, Bousaid M, Lazrek H.B, Jana M ., 2000.** Evaluation of some Moroccan medicinal extracts for larvicidal activity. *Journal of Ethanopharmacology*, 73, 293–297.
- Markow, T. A., & O'Grady, P. M., 2005.** Evolutionary genetics of reproductive behavior in *Drosophila*: connecting the dots. *Annu. Rev. Genet*, 39, 263-291

## *Références Bibliographiques*

---

- Masna F., 2016.** Inventaire de la faune Blattoptère urbaine et forestière dans la région aride de Laghouat. Caractérisation des principales espèces nuisibles et essais de lutte. Doctoral thesis. University of Annaba (Algeria). 153 pp.
- Mathew MSc., Thanuja A., Phil M., 2008.** Studies on the accessory sex glands of *Spodoptera Mauritii Boisid.* (Lepidoptera: Noctuidae). Thesis submitted to the University of Calicut in partial fulfilment of the requirements for the Degree of Doctor of Philosophy in Zoology. University of Calicut Kerala, INDIA.
- McKenzie J.A., & Parsons P.A., 1972.** Alcohol tolerance an ecological parameter in the relative success of *Drosophila melanogaster* and *Drosophila simulans*. *Oecologia*, 10: 373-388.
- Mehaoua M.S., 2014.** Abondance saisonnière de la pyrale des dattes (*Ectomyelois ceratoniae* Zeller., 1839), bioécologie, comportement et essai de lutte. Thèse de Doctorat en Sciences Agronomiques. Université Mohamed Khider de Biskra, Algérie. 109 pp
- Mellick LB, Makowski T, Mellick GA, Borger R., 1999.** Neuromuscular blockade after ingestion of tree tobacco (*Nicotiana glauca*). *Ann Emerg Med*;34(1):101-4.
- Mendelson, T. C., & Shaw, K. L., 2012.** The (mis) concept of species recognition. *Trends in ecology & evolution*, 27(8), 421-427.
- Merritt R.W., Courtney G.W. & Keiper J.B., 2003.** Diptera (Flies, Mosquitoes, Midges, Gnats). In : Resh V.H., Cardé R.T. *Encyclopedia of insects. Ed., Academic Press, San Diego, USA.* 324-340 pp. **Merritt et al, 2003.**
- Miresmailli S and Isman MB ., 2014.** Botanical insecticides inspired by plant-herbivore chemical interactions. *Trends in Plant Science*, 19, 29–35.
- Moore, D. M., 1972-** *Nicotiana* L. In: Tutin, T.G., Heywood, V.H., Burges, N.A., Moore
- Morais P.B., Hagler A.N., Rosa C.A. & Mendoca-Hagler L.C., 1992.** Yeasts associated with *Drosophila* in tropical forests of Rio de Janeiro, Brazil. *Canadian Journal of Microbiology*, 38: 1150-1155.
- Moras, D., & Gronemeyer, H., 1998.** The nuclear receptor ligand-binding domain: structure and function. *Current opinion in cell biology*, 10(3), 384-391.

## *Références Bibliographiques*

---

- Moutsie., 2008.** L'ortie, une amie qui vous veut du bien , l'encyclopédie d'utovie, Edition d'utovie
- Nadarasah G., & Stavrindes J., 2011.** Insects as alternative hosts for phytopathogenic bacteria. *FEMS. Microbiol. Rev*, 35: 555-575.
- O'Grady P.M., 2003.** *Drosophila melanogaster*. In : Resh V.H., Cardé R.T. *Encyclopedia of insects. Ed., Academic Press, San Diego, USA.* 345-348 p
- Oerke EC., 2006.** Crop losses to pests. *Journal of Agricultural Science*, 144(01): 31 -43
- Oppliger FY. , Guerin PM., Vlimant M., 2000.** Neurophysiological and behavioral evidence for an olfactory function for the dorsal organ and a gustatory one for the terminal organ in *Drosophila melanogaster* larvae. *J. Insect Physiol.* 46 (2000) : 135-144.
- Ouakid M.L., 2006.** Bioécologie de *Lymantria dispar* L. (Lepidoptera, Lymantriidae) dans les subéraies d'El Tarf : comportement alimentaire et essais insecticides. Thèse de Doctorat d'État en Sciences Naturelles. Université Badji Mokhtar de Annaba, Algérie. 150 pp.
- Ozenda P., 1991.** Flore et végétation du Sahara. Edition CNRS (Paris), 662.
- Pacaud F., 2008.** Apprentissage visuel et olfactif chez la blatte *Blattella germanica* (L.). Rapport de stage en Master 1 "Biologie des Organismes, des Populations et des Écosystèmes". CNRS-Université de Rennes 1, France. 17 pp.
- Parsons P.A., 1979.** Larval reaction to alcohol as an indicator of resource utilization differences between *Drosophila melanogaster* and *Drosophila simulans*. *Oecologia*, 30: 141-146
- Pavela R., 2004.** Repellent effects of ethanol extracts from plants of the family *Lamiaceae* on Colorado potato beetle adults (*Leptinotarsa decemlineata* SAY) *Sci.Lett.*,27(5): 195-203.
- Pavela R., 2014.** Insecticidal properties of *Pimpinella anisum* essential oils against the *Culex quinquefasciatus* and the nontarget organism *Daphnia magna*. *Journal of Asia Pacific Entomology*, 17, 287–293.
- Pavela R. , 2016.** History presence and perspective of using plant extracts as commercial botanical insecticides and farm products for protection against insects – a review. *Plant Protection Science*, 52, 229–241.

## *Références Bibliographiques*

---

- Pino O, Sánchez Y, and Rojas M., 2013.** Metabolitos secundarios de origen botánico como una herramienta en el manejo de plagas. I: Antecedentes, enfoques de investigación y tendencias. *Revista de Protección Vegetal*, 28(2), 81–94.
- Quézel P. & Santa S., 1963.** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Editions du Centre National de la Recherche Scientifique, Paris. 475-476 pp.
- Quezel P. et Barbero M., 1985** - Carte de la végétation potentiel de la région médit.(Feuille N°1.Méditerranée orientale).Ed C.N.R.S Paris, 69+carte.
- Quezel P., 1978.** Analysis of the flora of Mediterranean and Saharan Africa. *Annals of the Missouri Botanical Garden*. 65 : 479-534.
- Quezel P., Santa, S., 1963.** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques
- Radyuk, S. N., Klichko, V. I., & Orr, W. C., 2000.** Catalase expression in *Drosophila melanogaster* is responsive to ecdysone and exhibits both transcriptional and post-transcriptional regulation. *Archives of insect biochemistry and physiology*, 45(2), 79-93.
- Rageau J., 1958.** Possibilité de lutte contre les mouches en Nouvelle-Calédonie. Paris (FRA) ; Nouméa : Ostrom ; Institut Française d'Océanie. 9 pp
- Rahat M, Habbachi S, Samai I, Habbachi W, Bouzar A, Benhissen S, and Tahraoui A. 2021.,** Evaluation of the Toxic Effects of Aqueous Extracts of *Solanum Nigrum* L. L.( *Solanaceae* ) on the Mortality and Development of *Drosophila Melanogaster* (Diptera : Drosophilidae). *J Biores Manag.*, 8(4): 177-190
- Ramade F., 2011.** Introduction à l'écochimie. Les substances chimiques de l'écosphère à l'homme. *DOC T. & (Ed.)*. Paris : Lavoisier ISBN.
- Rattan R.S., 2010.** Mechanism of Action of Insecticidal Secondary Metabolites of Plant Origin. *Crop Protect*, 29(9): 913-920.
- Reid B.L., Bennett G.W. & Barcay S.J., 1990.** Topical and oral toxicity of sulfuramid on delayed action insecticide, against the German cockroaches (Dictyoptera: Blattellidae). *J. Econ. Entomol.*, 83 : 148 – 152.

## *Références Bibliographiques*

---

- Reierson D.A., Rst M.K., Vandyke A., Appel A.G., 1983.** Control of German Cockroaches with amidinohyrazone bait. I nsecticide and Acaricide tests. 8: 54.
- Reiter, L. T., Potocki, L., Chien, S., Gribskov, M., & Bier, E., 2001.** A systematic analysis of human disease-associated gene sequences in *Drosophila melanogaster*. Genome research, 11(6), 1114-1125.
- Revadi S., Lebreton S., Witzgall P., Anfora G., Dekker T. & Becher P.G., 2015.** Sexual Behavior of *Drosophila suzukii*. Insects, 6: 183-196.
- Riddiford, L. M., & Ashburner, M., 1991.** Effects of juvenile hormone mimics on larval development and metamorphosis of *Drosophila melanogaster*. General and comparative endocrinology, 82(2), 172-183.
- Riddiford, L. M., & Truman, J. W., 1993.** Hormone receptors and the regulation of insect metamorphosis. American Zoologist, 33(3), 340-347.
- 
- Roitberg BD., Cairl RS., Prokopy RJ., 1984.** Oviposition deterring pheromone influences dispersal distance in tephritid fruit flies. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 35(3) : 217–220.
- Roth L.M. & Willis R., 1952 .** A study of cockroach behaviour. *Am. Midl. Nat*, 47 : 66-129.
- Saad A., Cheriti A., Belboukhari N., 2006.** L'apport des NTIC à l'Ethnopharmacologie du Sud Algérien. *Annals of Bechar University (Algeria)*. 2 : 149- 154.
- Saadane F, Habbachi W, Habbachi S, Boublata N , Slimani A, Tahraoui A ., 2021.**Toxic effects of *Drimia 178 ehavior (Asparagaceae)* ethanolic extracts on the mortality, development, sexual 178 ehavior and oviposition 178 ehavior of *D.melanogaster melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *Journal Animal of animal Behaviour Biometeorology*9:2104.
- SairaKh ,Clauvis N , Elias B ,Sven M ,Guy SM ., 2017.** Insecticidal activity of plant-derived extracts against different economically important pest insects . *Phytoparasitica*,45:113–124. <http://dx.doi.org/007/s12600-017-0569-y>
- Salari E., Ahmadi K., Dehyagobi R. Z., Purhematy A. & Takaloozadeh H. M., 2012.** Toxic and repellent effect of harmal (*Peganum harmala* L.) acetonc extract on several

## *Références Bibliographiques*

---

aphids and *Tribolium castaneum* (Herbst). *Chilean Journal of Agricultural Research*, 72(1): 147-151.

**Schaffner, W., 1992.** Les plantes médicinales et leurs propriétés. Manuel d'herboristerie. Delachaux et Niestlé. 215p.

**Schmutterer H., 1990.** Properties and potentials of natural pesticides from neem tree. *Annu. Rev. Entomol*, 35: 271-298.

**Schmutterer H., 1997.** Side-effects of neem (*Azadirachta indica*) products on insect pathogens and natural enemies of spider mites and insect. *Journal of Applied Entomology*, 12: 121-128

**Schoeters G. & Hoogenboom R., 2006.** Contamination of free-range chicken eggs with dioxins and dioxin-like polychlorinated biphenyls. *Mol. Nutr. Food. Res*, 50: 908-914.

**Séjourné, J., 2009.** Dynamique des phases de mémoire et réseaux neuronaux chez *Drosophila melanogaster*. Thèse de Doctorat, Université de Paris 6, 187p.

**Senevet G., Andarelli L., 1956.** Les Anopheles de l'Afrique du Nord et du bassin méditerranéen. *Ency. Entomol. Lechevalier. Paris. (ed).33* : 280 p.

**Simon, A. F., Shih, C., Mack, A., & Benzer, S., 2003.** Steroid control of longevity in *Drosophila melanogaster*. *Science*, 299(5611), 1407-1410.

---

**Sims DN, James R, Christensen T., 1999.** Another death due to ingestion of *Nicotiana glauca*. *J Forensic Sci*;44(2):447-9.

**Sivagnaname N, Kalyanasundaram M ., 2004.** Laboratory evaluation of methanolic extract of *Atalantia monophylla* (Family: Rutaceae) against immature stages of mosquitoes and non-target organisms. *Mem. Inst. Oswaldo. Cruz.* 99:115-118.

**Smyth TJR., 1963.** Mating behavior of the Madeira cockroach. *In: 35<sup>th</sup> Annual meeting eastern branch, Entomology Society of America.*

**Snedeker S.M., 2001.** Pesticides and breast cancer risk : a review of DDT, DDE, and dieldrin. *Environ. Health Perspect*, 109(1): 35-47.

**Sokolowski M.B., 2001.** *Drosophila* : genetics meets behavior. *Nat. Rev. Genet*, 2: 879-890.

## *Références Bibliographiques*

---

- Spieth, H. T., 1952.** Mating behavior within the genus *Drosophila* (Diptera). Bulletin of the AMNH; v. 99, article 7.
- Steenkamp P.A., Van heerden F.R., Van wyk B.E. 2002-** Accidental fatal poisoning by *Nicotiana glauca*: identification of anabasine by high performance liquid chromatography/photodiode array/mass spectrometry, Forensic Science International 127 (3): pp. 208-217.
- Stelgenga, M. J., Hoffmann, K. H., & Fischer, K., 2006.** Effects of the juvenile hormone mimic pyriproxyfen on female reproduction and longevity in the butterfly *Bicyclus anynana*. Entomological science, 9(3), 269-279.
- 
- Stocker RF., 1994.** The organization of the chemosensory system in *Drosophila melanogaster*: a review. *Cell and Tissue Research*. 275(1), 3–26.
- Sturtevant, A. H. (1915).** Experiments on sex recognition and the problem of sexual selection in *Drosophila*. *Journal of Animal Behavior*, 5(5), 351.
- Subramaniam J, Kovendan K, Mahesh Kumar P, Murugan K, Walton W., 2012.** Mosquito larvicidal activity of Aloe vera (Family: Liliaceae) leaf extract and *Bacillus sphaericus*, against Chikungunya vector, *Aedes aegypti*. *Saudi Journal of Biological Sciences* 19(4):503–509.
- Tavernier R., Lizeaux C., 2002.** Sciences Vie Terre Term S – Spec. Maisonneuve & Larose. ISBN 2047295858, 9782047295854, 113, 116, 117.
- Terhzaz S., 2003.** Caractérisation de deux neuropeptides chez *Drosophila melanogaster* : la leucokinine et l'IFamide. Thèse de Doctorat en Neurosciences et Neuropharmacologie. Université Bordeaux I, France. 211 pp.
- Thummel, C.S., 1996.** Mouches sur la métamorphose des stéroïdes-drosophile et les mécanismes d'action des hormones stéroïdes. *Tendances en génétique*, 12(8), 306-310.
- 
- Unesco., 1960.** Medicinal plants of arid regions. Research on arid zones. Flight 13, Paris (France), 99p.
- Vaillant J. & Derridj S., 1992.** Statistic analysis of insect preference in tow-choise expriments. *J. Insect. Behav*, 5: 773-781.

## *Références Bibliographiques*

---

- Van Timmeren S., Isaacs R., 2013.** Control of spotted wing *Drosophila*, *Drosophila suzukii*, by specific insecticides and by conventional and organic crop protection programs. *Crop Prot.* 54: 126–133.
- Vasudev V, Gurushankara HP, Vishwaprakash Mahadimane P, Khalandar D, Shamprasad BR., 2013.** Effects of fungicide Dithane M 45 in *Drosophila melanogaster* on courtship behavior. *Dros. Inf. Serv.* 96:94-98.
- Von Schilcher, F., 1976.** The role of auditory stimuli in the courtship of *Drosophila melanogaster*. *Animal Behaviour*, 24(1), 18-26
- Walia S and Koul O., 2008.** Exploring plant biodiversity for botanical insecticides. In: Sustainable crop protection, Biopesticide strategies (pp. 191–206). New Delhi: Kalyani Publishers.
- Weaver, D. K., & McFarlane, J. E., 1990.** The effect of larval density on growth and development of *Tenebrio molitor*. *Journal of Insect Physiology*, 36(7), 531-536.
- Wei H. & Du J., 2004.** Sublethal effects of larval traitement with deltamethrin on moth sex pheromone communication system of the Asian corn borer, *Ostrinia furnacalis*. *Pestic Biochem Phys*, 80: 12-20
- Whittaker R. H. & Feeny P. P., 1970.** Allelochemicals : chemical interactions between plants. *Science*, 171: 757-770.
- Wichtl M, Anton R., 2003** ;. *Plantes thérapeutiques: tradition, pratique officinale, science et thérapeutique*. 2 éme édition française. Paris: éd. Tee & Doc; Cachan. Médicale Internationales : 692.
- Wyatt, T. D., 2003.** *Pheromones and animal behaviour: communication by smell and taste*. Cambridge university press.
- Yamanaka, N., Honda, N., Osato, N., Niwa, R., Mizoguchi, A., & Kataoka, H., 2007.** Differential regulation of ecdysteroidogenic P450 gene expression in the silkworm, *Bombyx mori*. *Bioscience, biotechnology, and biochemistry*, 71(11), 2808-2814.
- Yamanaka, N., Rewitz, K. F., & O'Connor, M. B. (2013).** Ecdysone control of developmental transitions: lessons from *Drosophila* research. *Annual review of entomology*, 58, 497-516

## *Références Bibliographiques*

---

- Yang C., Belawat P., Hafen E., Jan L.Y. & Jan Y.N., 2008.** Drosophila egg-laying site selection as a system to study simple decision-making processes. *Science*, 319: 1679-1683.
- Yang R.Z. & Tangs C.S., 1988.** Plants used for pest control in China : a literature review. *Econ. Bot*, 42: 376-406
- Zeng Y., Zhang Y., Weng Q., Hu M., Zhong G., 2010.** Cytotoxic and insecticidal activities of harmine, a natural insecticidal component isolated from *Peganum harmala*. *Molecules*, vol 15 : 7775-7791.
- Zhou H., Du J. & Hang Y., 2005.** Effects of sublethal doses of malathion on responses to sex pheromones by male Asian corn borer moths, *Ostrinia furnacalis* (Guenée). *J. Chem. Ecol*, 31: 1645-1656.

# VALORIZATION OF AQUEOUS EXTRACTS OF *Nicotiana glauca* GRAHAM (*Solanaceae*) ON LONGEVITY, SEXUAL BEHAVIOR AND OVIPOSITION BEHAVIOR OF *Drosophila melanogaster* (DITERA: DROSOPHILIDAE)

ABIR BOUZAR\*, SARRA HABBACHI, IBTISSEM SAMAI, MAKAREM RAHAT, ZAKARIA HEDJOULI, NOUR EL IMENE BOUBLATA, FATMA ZOHRA SAADANE, Wafa HABBACHI AND ABDELKRIM TAHRAOUI  
Applied Neuroendocrinology Laboratory, Department of Biology, Faculty of Sciences, University Badji Mokhtar Annaba 23000, Algeria [AB, SH, IS, MR, ZH, FZS, WH, AT].  
Laboratory of Environmental Biomonitoring, Department of Biology, Faculty of Sciences, University Badji Mokhtar Annaba 23000, Algeria [NEIB].  
[\*For Correspondence: E-mail: bouzarabir2020@yahoo.com]

## Article Information

### Editor(s):

(1) Francisco Cruz-Sosa, Professor, Metropolitan Autonomous University, México.

### Reviewers:

(1) Wellington Luciano Braguini, Midwestern Parana State University, Brazil.

(2) Alvaro José Hernández Tasco, State University of Campinas, Brazil.

Received: 07 August 2021

Accepted: 14 October 2021

Published: 02 November 2021

Original Research Article

## ABSTRACT

*Nicotiana glauca* Graham is an ornamental plant of the semi-arid region; its leaves are very rich in indolic alkaloids, which give it a larvicidal power that allows us to use it as bioinsecticide.

In this work, we aim to evaluate the direct (on longevity) and delayed (on sexual behavior, oviposition and reproduction) effect of *N. glauca* on the vinegar fly *Drosophila melanogaster*; using aqueous extracts of this plant. The treatment is done by ingestion on 2nd stage larvae (L2).

The results have shown that mortality rates can reach 100% after 15 days of treatment as we recorded a delay in the development of the flies. Similarly *N. glauca* reduces the longevity of newly emerged adults (males and females) While, the observation of the sexual behavior in adults from the treatment indicates that *N. glauca* acts negatively on the different sequences leading to mating in *D. melanogaster*, as well as on the ovipositor behavior or it decreases the number of eggs and larvae in treated females as it disturbs their laying choice.

**Keywords:** Fertilit; mortality; parade,spontaneous plant; vinegar fly.

## INTRODUCTION

Insects play a considerable role in the biological equilibrium of nature and man qualifies them as

useful species (bees or silkworms) or harmful to crops (crickets), forests (caterpillars), or even to human health such as mosquitoes or cockroaches [1].

The insect control includes all measures that keep a check on feeding, reproduction, and dispersal of insects, so as to lead either to their complete eradication or drastic suppression of population. However, no control procedure about 100 percentage reductions in the questioned pest population. Now a day, in chemical pest control, synthetic organic pesticides dominate the scene. Extensive use of some synthetic organic pesticides has often negative influence on environment and many causes as the selection of resistant pest population, or a change in the spectrum the natural enemy densities [2].

Biological control has led to increased research into alternative control methods, which are lucrative, environmentally friendly, and capable of keeping pests at bay. As plants are a rich source of bioactive chemical compounds, botanical insecticides may offer interesting alternatives to chemical insecticides currently used in pest control [3,4,5]. They have been reported to pose a low hazard to the environment and human health compared to synthetic pesticides, in addition to their insecticidal ability [6,5].

Several secondary metabolites present in plants serve as a defense mechanism against insect attack and it has been shown that the pesticidal properties of plant chemicals can be specific to particular target species, biodegradable into non-toxic products. Markouk et al [7]; Isman [8]; D'Incao et al [9] suggest that it could be used as part of an integrated pest management approach. Despite the intriguing insecticidal potential of phytochemicals and a wealth of scientific evidence supporting the bioactivity of plant derivatives against insect pests, Commercial development of new botanical products has minimal prospects. This is partly due to regulatory restrictions and the availability of competing products (new synthetic, fermentation, and microbial products), but mainly due to a lack of understanding of the many different plants that have insecticidal qualities with respect to insect pests [10]. Insecticidal qualities are known in approximately 6,000 plant species, and many of these plants are used by farmers in underdeveloped countries [11]. Furthermore, there are only a few of these plants have been studied for insecticidal efficacy, and there have been many studies

incomplete or used ineffective bioassay methods [12].

The genus *Nicotiana* is well known for its insecticidal effects [13]. Like other species of *Nicotiana*. This plant contains pyridine alkaloids [14]. The alkaloids (nicotine and anabasine) have been widely used as pesticides. Nicotine is the predominant alkaloid in *Nicotiana tabacum* [15] and *Nicotiana rustica* [16] while anabasine is the predominant alkaloid in *N. glauca* [16,17].

*Nicotiana glauca* Graham (*Solanaceae*) is a cosmopolitan invasive fast-growing plant, and it is a native perennial shrub of northwest Argentina and Bolivia [18]. Now *N. glauca* Graham is widely naturalized in warm temperate regions of the world [19]. Extracts of *N. glauca* are widely used by traditional healers as antibacterial, antifungal, antiviral and anti-inflammatory [20,21]. Anabasin has been identified mainly in the leaves of *Nicotiana glauca* which is chemically similar to nicotine [22], their toxicity is manifested by a cholinergic syndrome that includes weakness, hypertension, tachycardia, convulsions and muscle fasciculation [23].

The objective of this work is to evaluate the direct effect of the plant on the longevity, development and indirect effects on sexual behavior, oviposition, fecundity, and fertility of *D. melanogaster*. *D. melanogaster* is the best known and the most studied in the laboratory among all beings [24]. It is the fly responsible for the grey rot of the fruit via the fungi it carries. The larvae can cause intestinal irritation or diarrhea if swallowed while eating infested fruit.

## MATERIALS AND METHODS

### Insect

*D. melanogaster* was described by Johann Wihelm Meigen in 1830. Its reproduction is very fast. Its life cycle is very short and includes three larval stages and pupal stages precede the emergence of an adult capable of flight and reproduction.

### Mass Breeding

A wild strain derived from decaying apples in the Annaba region (Algeria) is used. Rearing is carried

out in tubes (12 x 4 cm) plugged with a foam pad and containing an agar-based nutrient medium of cornmeal and brewer's yeast. The culture is kept at  $25\pm 1^\circ\text{C}$ , with a humidity of 70-80% and a 12-hour scotophase.

### **Plant Material**

For the present study the leaves of *N. glauca* Graham were harvested in Hodna (M'sila, central Algeria) in spring 2019. The plant was identified by Pr Rebbas Khellaf, Department of Biology, Faculty of Science and University of M'sila.

### **Preparation of the *N. glauca* Graham Aqueous Extract**

We made the extract by boiling 146 g of fresh leaves in 2000 mL of distilled water on a hot plate at  $180^\circ\text{C}$  for 30 minutes. We recover 1000 mL of the filtrate (146  $\mu\text{g}/\text{mL}$  stock solution) after filtering the resulting combination with filter paper.

### **Larvae Treatment with *N. glauca* Graham Aqueous Extract**

We have prepared five different concentrations 10 $\mu\text{g}/\text{mL}$ , 25 $\mu\text{g}/\text{mL}$ , 50 $\mu\text{g}/\text{mL}$ , 75 $\mu\text{g}/\text{mL}$  and 100 $\mu\text{g}/\text{mL}$ . The treatment is done by ingestion; each concentration is mixed with 40g of food which will be distributed in four different tubes. In each tube, there are 20 larvae of the second stage. In the fifth tube, there is no treatment, 20 larvae are placed as a control. The monitoring of mortality and larvae development is done during 15 days (time necessary to finish the fly development).

### **Adults Treatment with *N. glauca* Graham Aqueous Extract**

The effects of the *N. glauca* Graham aqueous extract on adults longevity surviving treatment with five different concentrations (10 $\mu\text{g}/\text{mL}$ , 25 $\mu\text{g}/\text{mL}$ , 50 $\mu\text{g}/\text{mL}$ , 75 $\mu\text{g}/\text{mL}$  and 100 $\mu\text{g}/\text{mL}$ ). Eighty (80) males/females newly emerged were placed separately in tubes containing treated food (from 10 mL of extract to 40 g of nutrient medium), four replicates of 20 individuals each for each sex and for each set of experiments were performed. Mortality of adults (males and females) was recorded during 15 days of treatment.

### ***N. glauca* Graham Aqueous Extract Effects on Sexual Behavior**

*D. melanogaster* courtship involves a series of events series of programmed and invariable activities [25,26]. If a potential female moves, the male approaches her and taps her on the cuticle with his index finger; if she moves the male follows and vibrates a wing. When the female stops, the male surrounds her, licks her genitals with his proboscis, and tries to hook her.

In this work we treated a group of larvae with the sub-lethal concentration of the aqueous extract of *N. glauca* Graham (25  $\mu\text{g}/\text{mL}$ ) and then recovered the adults as soon as they emerged. 48 hours after emergence these adults will be used for sexual behavior tests where we note the time and number of contacts, the time and number of wing vibrations, the time and number of licks, the time and number of mating attempts and the time and duration of mating if successful. These tests are carried out according to four types of crossings: control male X control female, treated male X treated female, control male X treated female and treated male X control female.

### **Effect on Oviposition Behavior and Reproduction of *N. glauca* Graham Aqueous Extract**

In order to determine the choice of the place or environment where the female *D. melanogaster* lays her eggs, in which she ensures the hatching of her eggs under optimal conditions, as well as their larval and pupal development to the adult stage.

The tests are made the same conditions of the breeding (temperature and humidity) whose method consists in putting couples in plastic boxes containing two different media (control medium which is used for our daily mass breeding and medium treated with the aqueous extract of *N. glauca* Graham to 25 $\mu\text{g}/\text{mL}$ ). The adults must be virgin and sexually mature (adults separated as soon as they emerge). 72 hours later, we recover the two media and we observe with a magnifying glass the eggs laid as well as the number of larvae in each medium.

### **Data Analysis**

The toxicological parameters (LC16%, LC50%, LC84%, LC90%, TL16%, TL50%, TL84% and

TL90%) were calculated according to Finney's mathematical procedures [27]. The sexual behavior test results were statistically analyzed using descriptive metric methods and then analysis of variance (ANOVA) was performed on XLSTAT 2009 software (Addinsoft, New York, NY).

## RESULTS

### *N. glauca* Graham Aqueous Extract Effects on Larvae Mortality

The results show that *N. glauca* Graham has a significant impact on the duration of larval development and larval mortality, depending on the concentration used. Five concentrations used showed a low larvicidal activity after the end of mortality monitoring (15 days after treatment) (Table 1) and 100% of the population was killed after 15 days of treatment (Tab. 1). There are significant differences between the mortality rates recorded ( $p=0.01^*$ ;  $p=0.01^*$ ;  $p=0.05^*$ ;  $p=0.02^*$ ;  $p=0.02^*$ ) (Tab. 1). Mortality is a function of concentrations and exposure times.

Larval mortality rates are weakly correlated to the concentrations of the extract used (Tab. 2A). The 50% lethal concentration reaches 1.86  $\mu\text{g/mL}$  at 10 days and 1.94  $\mu\text{g/mL}$  of the *N. glauca* extract at 15 days of exposure (Tab. 2A). 90% of the larvae die with the concentration of 891  $\mu\text{g/mL}$  after 15 days (Table 2A).

For lethal times, the results show that there is a strong positive correlation between the mortality rate and the time of exposure of the larvae to the

plant extracts (Tab. 2B). Our results indicate that the TL50% is 16.59 days for the low concentrations and 12.88 days for the highest concentration. The TL90% reaches 21.37 days for the highest concentration (Table 2B).

### *N. glauca* Graham Aqueous Extract Effects on Development

*N. glauca* Graham has a significant effect on the development of the fly by inducing a slowdown in the growth of larvae in pupae for all five concentrations. For the adult stage, extract activity on development is recorded; only 70% of the population treated with aqueous extracts of *N. glauca* reaches the adult stage (Fig. 1).

### *N. glauca* Graham Aqueous Extract Effects on Adult Mortality

The results show that the aqueous extract of *N. glauca* acts effectively on the mortality of adults (males, females) depending on the concentration applied. The 25  $\mu\text{g/mL}$  concentration shows 100% mortality in females after 10 days of treatment and a mortality of 45.7% in males after 15 days. This explains why the low concentrations show a higher mortality mainly in females ( $F_{\text{obs}}=1.37$ ;  $p=0.29$ ) than in males ( $F_{\text{obs}}=26.37$ ;  $p<0.001^{**}$ ) (Table 3).

On the other hand, the highest concentrations (50  $\mu\text{g/mL}$ , 75  $\mu\text{g/mL}$ , 100  $\mu\text{g/mL}$ ) show a 100% mortality in males ( $F_{\text{obs}}=10.78$ ;  $p=0.004^{**}$ ) after 10 days of treatment greater than in females ( $F_{\text{obs}}=1.48$ ;  $p=0.26$ ) with a mortality of 57.74 % (Table 3).

**Table 1. Mortality rates caused by different concentrations of *N. glauca* Graham on *D. melanogaster* larvae**

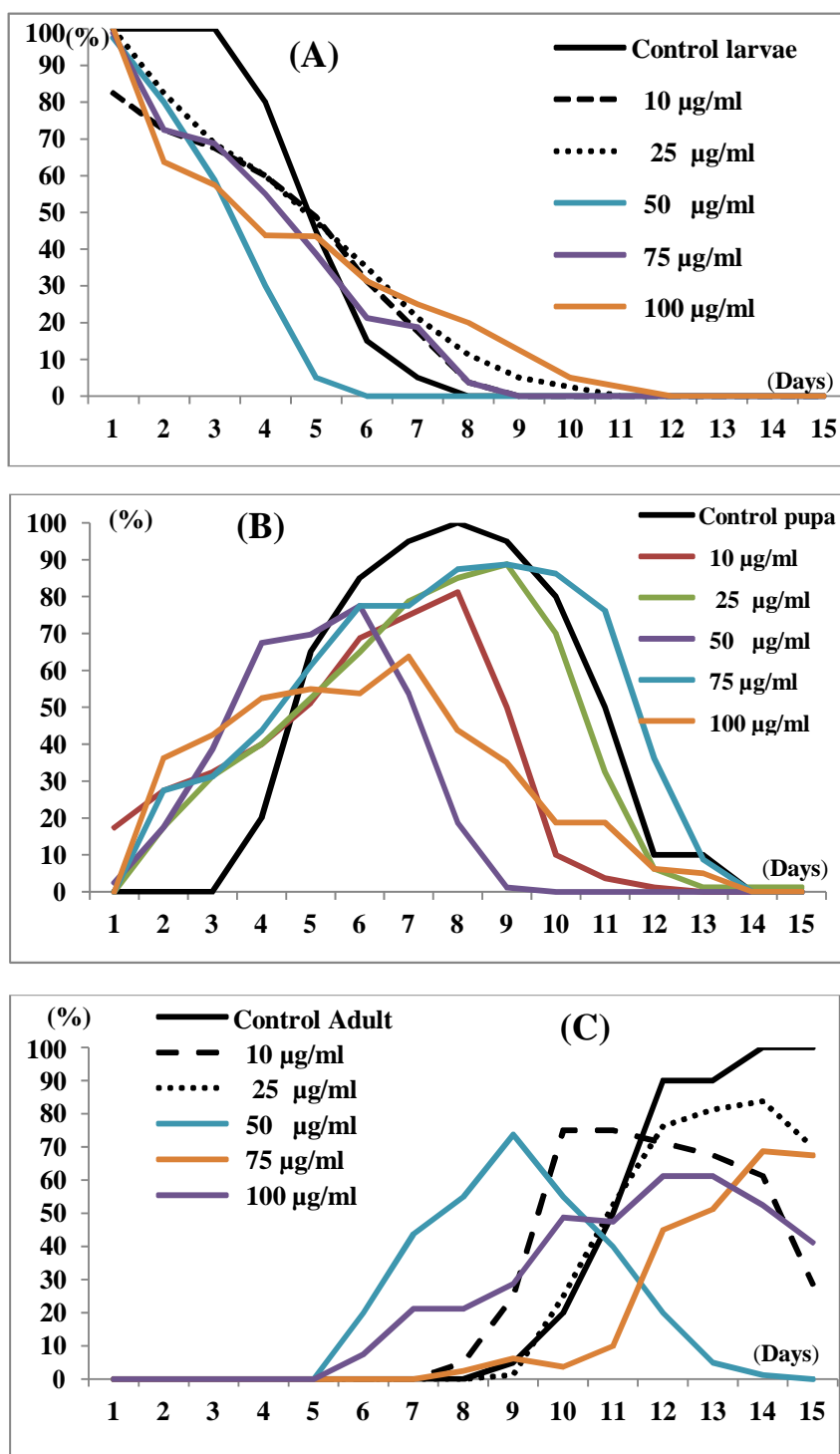
	10 $\mu\text{g/mL}$	25 $\mu\text{g/mL}$	50 $\mu\text{g/mL}$	75 $\mu\text{g/mL}$	100 $\mu\text{g/mL}$	$F_{\text{obs}}$	$p$
2days	0.00%	0.00%	6.46%	0.00%	0.00%	-	-
5days	0.00%	0.00%	6.46%	0.00%	3.23%	19.00	<0.0001***
10days	40.33%	4.6%	42.73%	14.62%	30.63%	5.03	0.009**
15days	45.53%	32.2%	100%	33.99%	50.32%	2.34	0.10
$F_{\text{obs}}$	5.81%	5.69	13.14	4.73	5.02		
$p$	0.01*	0.01*	0.05*	0.02*	0.02*		

[ $p<0.05^*$ : significant;  $p<0.01^{**}$ : highly significant;  $p<0.001^{***}$ : very highly significant]

**Table 2. Toxicological parameters of *N. glauca* Graham aqueous extracts on *D. melanogaster* larvae L2**

<b>A</b>									
	<b>Regression line</b>	<b>LC<sub>50%</sub></b>	<b>LC<sub>90%</sub></b>	<b>LC<sub>84%</sub></b>	<b>CL<sub>16%</sub></b>	<b>SLOPE</b>	<b>fcI<sub>50%</sub></b>	<b>Low.lim</b>	<b>Up.lim</b>
2days	Y=-0.14+0.47X( <b>R=0.13</b> )	8.51×10 <sup>10</sup>	4.49×10 <sup>13</sup>	1.09×10 <sup>13</sup>	6.3×10 <sup>16</sup>	131.58	1.8	4.7×10 <sup>10</sup>	1.5×10 <sup>11</sup>
5days	Y=-2.3+2.21X( <b>R=0.56</b> )	2.13	7.94	5623.4	707.94	1320.04	2.54	0.83	5.41
10days	Y=3.07+0.58X( <b>R=0.31</b> )	1.86	275.42	5.03	40.08	1.37	1.04	1.780	1.900
15days	Y=4.86+0.48X( <b>R=0.11</b> )	1.94	891	213.79	0.01	152.10	2.00	0.970	3.720
<b>B</b>									
	<b>Regression line</b>	<b>TL<sub>50%</sub></b>	<b>TL<sub>90%</sub></b>	<b>TL<sub>84%</sub></b>	<b>TL<sub>16%</sub></b>	<b>SLOPE</b>	<b>fTL<sub>50%</sub></b>	<b>Low.lim</b>	<b>Up.lim</b>
10 µg/mL	Y=2.79+6.34X( <b>R=0.90</b> )	16.59	26.3	23.98	16.59	1.42	1.040	15.95	17.25
25 µg/mL	Y=-2.29+5.24X( <b>R=0.90</b> )	24.54	42.65	31.62	15.84	1.41	1.040	23.59	25.52
50 µg/mL	Y=0.31+5.81X( <b>R=0.83</b> )	6.3	10.47	9.33	4.26	1.47	1.050	6.00	6.61
75 µg/mL	Y=-2.69+5.96X( <b>R=0.90</b> )	20.89	35.48	28.18	13.18	1.46	1.050	21.93	19.89
100 µg/mL	Y=-1.64+5.95X( <b>R=0.99</b> )	12.88	21.37	19.04	8.7	1.47	10.920	1.17	140.64

(A: larval exposure time, B: concentrations used for larvae, Y: probits of mortality rates,X: the decimal logarithm of concentrations and/or times)



**Fig. 1. Effect of *N. glauca* Graham aqueous extract on *D. melanogaster* development**

(A: Larval development; B: Pupal development; C: Adult development)

Adult mortality rates are strongly and positively correlated to the concentrations of the extract used (Tab. 4A). In males the 50% lethal concentration reaches 7.41  $\mu\text{g}/\text{mL}$  at 10 days and 107.15  $\mu\text{g}/\text{mL}$  in females (Tables 4B and 5C). 90% of males die at 1.28  $\mu\text{g}/\text{mL}$  after 15 days compared to females 90% of females die at 21.37  $\mu\text{g}/\text{mL}$  (Tables 4B and 5D).

The results demonstrate a significant positive association between mortality rate and the timing of adult exposure to plant extracts during lethal periods (Tab. 5C). Our results indicate that the TL50% in males is 3.16 days compared to females the TL50% is 3.91 days for the low concentrations. In contrast, the TL50% in males is 2.63 days and in females is 7.76 for the highest concentration (100  $\mu\text{g}/\text{mL}$ ). The TL90% reaches 1.28 days for males and 21.37 days for females for the highest concentration (Tables 4B and 5D).

### ***N. glauca* Graham Aqueous Extract Effects on Sexual Behavior**

#### **Effect on mating success rate**

The results show that the aqueous extract of *N. glauca* administered at a sub-lethal concentration of 25  $\mu\text{g}/\text{mL}$ , suppresses mating in the fly regardless of the sex treated in a (dyad) couple (Table 6).

The mating success rate is 100% in controls, whereas it reaches 5% when couples are treated (composed of treated males and females) with the Mediterranean plant (Tab. 6). Among treated pairs, the rate of abortive mating (pairs that attempt to mate but fail) and no mating (neither attempt nor mate) is higher (Table 6).

#### **Effect on the different sequences leading to mating**

We have recorded that control and treated couples take approximately the same time to establish the first contact between the two partners. The same result is observed for the different times recorded during the sexual parade (time of first vibration  $p=0.31$ ; time of first licking  $p=0.06^*$ ; time of first attempt  $p=0.18$ ). On the other hand treated couples

(composed of treated males and females) take less time to establish the first mating between the two partners. The study shows that there are very highly significant differences ( $F_{\text{obs}}=15.681$ ;  $p<0.0001^{***}$ ) (Table 7).

The *N. glauca* Graham plant extract significantly influences the contacts number between flies ( $F_{\text{obs}}=4.76$ ;  $p=0.004^{**}$ ), the wing vibrations ( $F_{\text{obs}}=5.074$ ;  $p=0.003^{**}$ ), the licks number ( $F_{\text{obs}}=9.984$ ;  $p<0.0001^{***}$ ), and on the attempts number ( $F_{\text{obs}}=9.967$ ;  $p<0.0001^{***}$ ), as well as on the mating duration ( $F_{\text{obs}}=28.785$ ;  $p<0.0001^{***}$ ) (Table 7).

### ***N. glauca* Graham Aqueous Extract Effects on Oviposition Behavior and Reproduction**

The follow-up of 80 mated females for the different types of crossbreeding allowed us to determine the choice of laying, the fertility and the fertility of the latter after treatment.

Table 8 shows that the eggs laid number is low in treated pairs (composed of treated males and females) or in pairs where the female is treated and the male is the control (4 to 6 eggs) (Table 8). This result is subsequently observed in the emerged larvae; the larvae number in these pairs is  $4.350 \pm 1.840$  larvae to  $4.70 \pm 1.659$  larvae (Table 8). The eggs laid number in the control and treated environment shows that there are significant differences ( $p=0.02^*$ ) (Table 8).

#### **Calculation of oviposition preference index (OPI) of *D. melanogaster* females**

Control pairs (-0.9) and pairs where the female is a control and the male is treated prefer the control environment with a negative preference index (-0.76) (Fig. 2). The results show that there is a repellent effect of *N. glauca* Graham aqueous extract (Fig. 2).

A positive OPI (+0.65) was recorded in the treated couples (Fig. 2). Thus, in couples where the female is treated and the male is a control the OPI is about +0.64, which shows that females of these couples are attractive to treated environment (attractive effect) (Fig. 2).

**Table 3. Mortality rates caused by different concentrations of *N. glauca* Graham on *D. melanogaster* adults**

Male	10 µg/mL	25µg/mL	50µg/mL	75µg/mL	100µg/mL	F <sub>obs</sub>	p
2days	24.44%	14.48%	33.22%	20.68%	35.33%	3.8	0.64
5days	59.12%	28.09%	74.85%	53.08%	74.16%	1.66	0.21
10days	90%	41.96%	100%	100 %	100%	62.8	<0.0001***
15days	100%	45.7%	-	-	-	47.69	<0.0001***
F <sub>obs</sub>	1.37	1.37	2.69	4.72	10.78		
p	0.007**	0.29	0.12	0.04*	0.004**		
Females	10 µg/mL	25µg/mL	50µg/mL	75µg/mL	100µg/mL	F <sub>obs</sub>	p
2days	27.7%	22.64 %	17.80%	12.10 %	3.75 %	3.60	0.03*
5days	63.23%	45.76 %	31.78%	24.30%	32.5%	3.37	0.037*
10days	100%	100%	46.48%	48.41%	65%	6.21	0.004**
15days	-	-	60.29%	57.74%	77.5%	4.110	0.019*
F <sub>obs</sub>	9.963	16.37	0.39	1.48	2.303		
p	0.005**	<0.001**	0.76	0.26	0.13		

p< 0.05\*: significant; p< 0.01\*\*: highly significant ;p< 0.001\*\*\*: very highly significant

**Table 4. Toxicological parameters of *N. glauca* Graham aqueous extracts on *D. melanogaster* males**

A									
Male	Regression line	LC <sub>50%</sub>	LC <sub>90%</sub>	LC <sub>84%</sub>	LC <sub>16%</sub>	SLOPE	fcl <sub>50%</sub>	Low.lim	Up.lim
2days	Y=3.29+1.25X(R=0.62)	22.9	245.47	117.48	3.69	5.66	1.25	18.32	28.62
5days	Y=3.29+1.25X(R=0.62)	22.9	245.47	144.54	3.69	6.25	1.26	18.32	28.625
10days	Y=2.025+3.41X(R=0.7)	7.41	2.29	14.45	3.16	2.14	1.1	6.73	8.151
15days	Y=6.15+1.14X(R=0.27)	0.1	1.28	0.72	0.06	4.43	1.21	0.08	0.121
B									
Male	Regression line	TL <sub>50%</sub>	TL <sub>90%</sub>	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	fTL <sub>50%</sub>	Low.lim	Up.lim
10µg/mL	Y=2.05+5.85X(R=0.95)	3.16	5.01	4.67	2.13	1.48	0.77	4.1	2.43
25µg/mL	Y=3.45+1.52X(R=0.87)	14.45	147.91	46.77	2.29	4.77	1.22	0.08	17.62
50µg/mL	Y=2.14+7.14X(R=0.88)	2.63	4.36	3.38	1.81	1.37	1.04	2.52	2.73
75µg/mL	Y=2.21+5.90X(R=0.91)	2.95	4.78	4.36	1.99	1.48	1.05	2.8	3.09
100µg/mL	Y=2.56+5.69X(R=0.94)	2.63	1.28	3.98	1.77	1.49	1.05	2.5	2.76

(A: exposure time for males, B: concentrations used for males, Y: probits of mortality rates, X: the decimal logarithm of concentrations and/or times)

**Table 5. Toxicological parameters of *N. glauca* Graham aqueous extracts on *D. melanogaster* females**

C									
Female	Regression line	LC <sub>50%</sub>	LC <sub>90%</sub>	LC <sub>84%</sub>	LC <sub>16%</sub>	SLOPE	fcl <sub>50%</sub>	Low.lim	Up.lim
2days	Y=5.58-1.12X( <b>R=0.97</b> )	2.95	0.23	0.43	25.7	0.125	0.76	3.88	2.24
5days	Y=6.58-1.15X( <b>R=0.92</b> )	23.44	1.81	3.23	173.78	0.13	0.76	30.84	17.81
10days	Y=12.90+3.89X( <b>R=0.85</b> )	107.15	50.11	58.88	190.54	8.06	1.31	81.790	140.360
15days	Y=12.80-3.72X( <b>R=0.89</b> )	123	56.23	67.6	229.08	0.54	0.92	133.600	113.160
D									
Female	Regression line	TL <sub>50%</sub>	TL <sub>90%</sub>	TL <sub>84%</sub>	TL <sub>16%</sub>	SLOPE	fTL <sub>50%</sub>	Low.lim	Up.lim
10µg/mL	Y=2.00+6.20X( <b>R=0.94</b> )	3.01	4.89	4.36	2.08	1.45	1.040	2.89	3.13
25µg/mL	Y=1.52+6.56X( <b>R=0.92</b> )	3.38	5.24	4.78	2.34	1.43	11.140	0.30	37.65
50µg/mL	Y=3.13+2.03X( <b>R=0.98</b> )	8.31	35.48	25.11	2.63	3.09	1.150	7.22	9.55
75µg/mL	Y=3.28+1.85X( <b>R=0.95</b> )	8.31	41.68	28.84	2.39	3.47	1.170	7.10	9.72
100µg/mL	Y=2.4+2.91X( <b>R=0.99</b> )	7.76	21.37	16.98	3.46	2.17	11.050	0.70	85.75

(**C**: exposure time for females, **D**: concentration used for females, **Y**: probits of mortality rates, **X**: the decimal logarithm of concentrations and/or times)

**Table 6. Effects of *N. glauca* Graham (25 µg/mL) on mating success rate of *D. melanogaster***

	% mating		
	Successful	aborted	Null
♂C × ♀C	100	0	0
♂C × ♀N.g	60	30	10
♂N.g × ♀C	15	75	10
♂N.g × ♀N.g	5	85	10

C: Control; N.g: treated with *N. glauca*

**Table 7. Effect of *N. glauca* Graham aqueous extracts on sexual behaviour sequences**

	First contact time	First vibration time	First licking time	First attempt time	Mating time
♂C×♀C	198.100±52.965	278.400±64.055	327.400±70.56	351.650±72.797	537.50±99.730
♂N.g×♀N.g	373.350±87.195	470.400±91.566	518.900±104.625	589.300±98.642	15.70±15.70
♂C×♀N.g	262.700±50.358	324.750±53.516	330.05±53.156	330.250±53.250	387.650±89.438
♂N.g×♀C	240.150±68.061	289.850±80.031	296.050±80.325	299.700±80.395	50.050±28.546
F <sub>obs</sub>	1.921	1.223	2.575	1.681	15.681
p	0.13	0.31	0.06*	0.18	< 0.0001***
	Contacts number	Vibrations number	Lickingnumber	Attemptsnumber	Mating duration
♂C×♀C	24.650±02.259	31.150±2.744	25.700±2.271	19.250±1.250	1062.800±187.376
♂N.g×♀N.g	7.300±0.711	5.850±3.631	3.550±0.555	2.300±0.405	6.650±6.950
♂C×♀N.g	18.250±1.961	25.400±2.281	21.950±2.325	13.200±0.509	512.300±133.274
♂N.g×♀C	10.050±1.101	10.000±1.353	5.150±0.509	5.150±2.277	6.750±4.059
F <sub>obs</sub>	4.76	5.074	9.984	9.967	28.785
p	0.004**	0.003**	< 0.0001***	<0.0001***	< 0.0001***

[Mean:average; SEM:Standard deviation from the mean; ♂C:Control Male; ♂N.g:Male treated with *N. glauca*; ♀C:Control female; ♀N.g:Female treated with *N. glauca*]

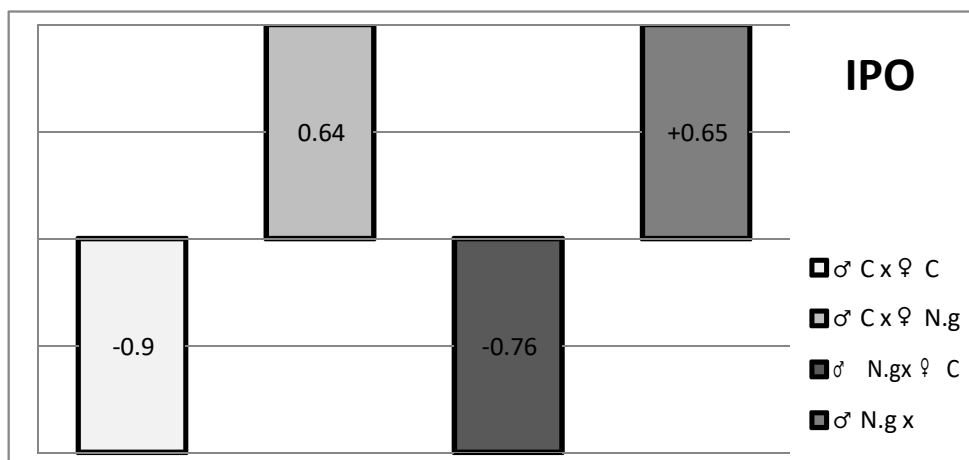
p< 0.05\*: significant; p< 0.01\*\*: highly significant; p< 0.001\*\*\*: very highly significant

**Table 8. Effect of *N. glauca* Graham aqueous extract on the eggs laid number and larvae emerged number**

Couples	Number of eggs laid in the control environment	Number of eggs laid in the treated food with <i>N. glauca</i>	t <sub>obs</sub>	p	Number of larvae in the control environment	Number of larvae in the treated food with <i>N. glauca</i>	t <sub>obs</sub>	P
♂CX♀C	83.400±1.550	7.356±1.097	44.996	< 0.0001***	16.550±0.0	1.481±0.16	70.889	< 0.0001***
♂N.gX♀N.g	4.350±1.840	20.550±2.834	2.371	0.07*	4.350±1.80	12.100±2.5	4.324	0.002**
♂C X♀N.g	6.400±2.266	29.800±4.081	0.014	0.01*	4.700±1.69	9.750±1.36	2.988	0.02*
♂N.gX♀C	31.000±3.694	4.200±2.082	3.148	0.02*	10.350±1.9	1.550±1.79	2.662	0.04*

[♂C:Control Male; ♂N.g:Male treated with *N. glauca*; ♀C:Control female; ♀N.g:Female treated with *N. glauca*]

p< 0.05\*: significant; p< 0.01\*\*: highly significant; p< 0.001\*\*\*: very highly significant



**Fig. 2. Oviposition preference index (OPI) of *D. melanogaster* females treated with *N. glauca* Graham aqueous extract (25 µg/mL)**

## DISCUSSION

The control of insect pests increasingly requires the use of new molecules that are selective, from non-toxic to advantageous organisms, biodegradable, and do not cause resistance in target species [28]. In this study, we used as a bio-insecticide an aqueous extract of *N. glauca* leaves was used.

The results of the present study show that extracts of *N. glauca* Graham cause mortality in *D. melanogaster* larvae. Similarly for the results of Habbachi et al. [29,30], Elbah et al. [31], Chabi et al. [32], Habbachi et al. [33], Saadane et al. [34]. The response of this fruit fly to extracts of spontaneous Algerian plants (*Peganum harmala*, *Daphne gnidium*, *Citrullus colocyntis*, *Cleome arabica*, *Drimia maritima*) depends on the concentration and the time of exposure of the insects to the plant extract.

Several studies have highlighted the toxic effect of North African aromatic plants on Diptera, such as the effect of *Ricinus communis* and *Tetraclinis articulata* on the larvae of *Culex pipiens* (Linné), *Aedes caspius* (Pallas), *Culiseta longiareolata* (Aitken), and *Anopheles maculipennis* (Meigen) mosquitoes [35] and those of Benhissen et al. [36] during the control of *Culiseta longiareolata* with the *N. glauca* Graham plant. According to other studies, plants in the dry zones of the Maghreb perform best against even the most resistant

insects, such as locusts, according to previous studies [37,28,38,39,40], or domestic cockroaches [41,42].

Treatment with *N. glauca* Graham also influences this Diptera development, since only 70% of the treated larvae reach the adult stage. *N. glauca* causes a slowdown in the larvae growth into pupae at the five concentrations used; it seems that the larvae do not consume the treated food with this plant [43] on the other hand; treatment with *D. maritima* causes acceleration in the growth of larvae into pupae [34].

*N. glauca* Graham is toxic to humans and animals and this effect has been noted since the 1930s [44]. Unlike other members of the genus *Nicotiana*, *N. glauca* does not contain the nicotine alkaloid. However, it does produce a similar compound called anabasine which is more toxic than nicotine and can cause fatal malformations in cattle when the mother ingests even small amounts of plant material during early gestation [45].

The first case of intoxication by ingestion of *N. glauca* Graham was reported by the periodical Los Angeles Times in 1962, informing of the death of a seven years old girl following the consumption of the whole boiled plant. Since then, several other cases of *N. glauca* Graham intoxication have been reported in the literature, and six out of 13 patients have died: two deaths out of six boiled leaf

consumers in Israel and leaves in Israel and in the United States [46,47,48], two others out of three who consumed the whole plant in the United States and South Africa [49,50], one for ingestion of aqueous extract in Australia [51] and one whose Australia [51] and one whose plant part was unknown in the United States [52].

In all these intoxications, the clinical picture reported clinical picture is a nicotine syndrome associating digestive disorders (hypersalivation, nausea, vomiting, diarrhea), neuropsychic disorders (dizziness, confusion, asthenia, aphasia, dysesthesias), ocular and neurosensory disorders (mydriasis, auditory disorders, photophobia, visual accommodation abnormalities), neuromuscular (muscle weakness and spasms, myalgias, neuromuscular paralysis, dyspnea of muscular origin with possible hypoxia [53]) and cardiovascular disorders (bradycardia, arterial hypotension that may lead to cardiovascular cardiovascular collapse).

Similarly, *N. glauca* Graham extracts cause mortality in newly emerged adults of *D. melanogaster*. This mortality is a function of dose and exposure time. These aqueous extracts strongly disrupt the adults' longevity (males, females) in *D. melanogaster*, since total mortality was recorded in males with low concentrations after 10 days of treatment, and total mortality in females with high concentrations. Similar results are reported for the pyriproxyfen effect on the adults' longevity of *D. melanogaster* and demonstrate that female live longer than male [54].

Toxic products from plants is one of the control means that acts in better harmony with the environment, some of them intervene in the neuroendocrine regulation, metamorphosis and reproduction of insects [55,56]. The experience of male partner selection was not only a test of male desire; effective copulation also requires a receptive target female [57].

The sexual behaviour of males and females is influenced by pheromones. The Gr68a gene is expressed in specific neurons in the forelegs of males and is recognised as a receptor for pheromones. Inactivation of the GR68a gene results in reduced courtship performance in males

[58]. A second candidate, Gr32a, is also involved in phenomenal recognition [59] recently a family of receptors has been described (PPKs Flybase gene family). This family constitutes a new class of pheromone receptors [60].

In our study, we noticed a disturbance of the different mating sequences in *D. melanogaster* adults by the indirect effect of *N. glauca* Graham aqueous extract. Contact has been shown to have a role in the mutual recognition of mates in various insect species, such as cockroaches [61,62,63]. In the research framework on bioactive molecules of plant origin, effective in the vinegar fly control, *Spinosad*, *Bacillus thuringiensis var kurstaki*, *Azadiractin*, and *P. harmala* are bioinsecticides that have proven their activity on the mortality and the sexual behaviour of *D. melanogaster* [64,65,31,33,34]. This takes longer for control couples than for treated couples. The research shows that the Mediterranean plant extract has an effect on the crucial sequences that lead to mating (vibration, licking, and mating attempts).

This takes longer for control couples than for treated couples. The research shows that the Mediterranean plant extract has an effect on the crucial sequences that lead to mating (vibration, licking, and mating attempts). The control female does not choose the treated culture medium as a spawning ground and always prefers the control medium to ensure the development of their generations and the choice index. Habbachi' study [66] showed the same results as without treatment with *C. arabica*. OPI confirms our result, but the study of Saadane et al [34] shows that the couples whose female is treated and the male is treated with *D. maritima* prefer the control medium (control food) to put its eggs.

The eggs laid number and larvae decreased significantly after treatment with *N. glauca* aqueous extract, showing that this plant extract limited the fecundity and fertility of *D. melanogaster*. The study of Elbah [31] and Habbachi [66] indicated the same results as when using *P. harmala* and *C. arabica*.

It is necessary that create safe, biodegradable, and affordable indigenous approaches to indigenous vector control [67], with biologically active natural

chemical components that serve as larvicides and promise to reduce the risk to humans as well as toxic residues that build up [68,69].

## CONCLUSION

This study indicates that the *N. glauca* Graham aqueous extract has a neurotoxic property; the sublethal concentration 25 µg/mL shows that treated individuals are unable to present a complete sexual parade. Chemical analysis of treated and control flies can tell us about any changes in the sex parade of *D. melanogaster* adults, pheromone secretions, mating duration and various sex sequences for males. The results show that the analyzed extract contains toxic chemicals, which could lead to the bioinsecticides creation based on *N. glauca* Graham leaves for use in agriculture and sale in the pesticide market.

## COMPETING INTERESTS

Authors have declared that no competing interests exist.

## REFERENCES

- Ebeling W. Urban entomology. University of California Division of Agricultural Science. Berkeley; 1978.
- Pavela R. Repellent effects of ethanol extracts from plants of the family Lamiaceae on Colorado potato beetle adults (*Leptinotarsa decemlineata* SAY) *Sci.Lett.* 2004;27(5):195-203.
- Pino O, Sánchez Y, Rojas M. Metabolitos secundarios de origen botánico como una 105ehavior 105ve en el manejo de plagas. I: Antecedentes, enfoques de investigación y tendencias. *Revista de Protección Vegetal.* 2013;28(2):81–94.
- Miresmailli S, Isman MB. Botanical insecticides inspired by plant-herbivore chemical interactions. *Trends in Plant Science.* 2014;19:29–35.
- Pavela R. History presence and perspective of using plant extracts as commercial botanical insecticides and farm products for protection against insects – a review. *Plant Protection Science.* 2016;52:229–241.
- Pavela R. Insecticidal properties of *Pimpinella anisum* essential oils against the *Culex quinquefasciatus* and the nontarget organism *Daphnia magna*. *Journal of Asia Pacific Entomology.* 2014;17:287–293.
- Markouk M, Bekkouche K, Larhsini M, Bousaid M, Lazrek HB, Jana M. Evaluation of some Moroccan medicinal extracts for larvicidal activity. *Journal of Ethnopharmacology.* 2000;73:293–297.
- Isman MB. The role of botanical insecticides, deterrents and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. *Annual Review of Entomology.* 2006;51:45–66.
- D’Incao MP, Knaak N, Fiuza LM. Phytochemicals taken from plants with potential in management of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Biopesticides.* 2013;6(2): 182.
- Saira Kh, Clauvis N, Elias B, Sven M, Guy SM. Insecticidal activity of plant-derived extracts against different economically important pest insects. *Phytoparasitica.* 2017;45:113–124. Available: <http://dx.doi.org/007/s12600-017-0569-y>
- Walia S, Koul O. Exploring plant biodiversity for botanical insecticides. In: Sustainable crop protection, Biopesticide strategies. New Delhi: Kalyani Publishers. 2008;191–206.
- Isman MB. Botanical insecticides in modern agriculture and an increasingly regulated world Conference at National Center for Animal and Plant Health (CENSA). Mayabeque, Cuba. 51 slides; 2013.
- Puripattanavong J, Songkram C, LomLim L, Amnuakit T. Development of concentrated emulsion containing nicotiana tabacum extract for use as pesticide. *Journal of Applied Pharmaceutical Science.* 2013;3(11):016-021.
- Andersson C, Wennström P, Gryo J. Nicotine alkaloids in Solanaceous food plants. TemaNord, Copenhagen, Denmark; 2003.
- Da Silva FR, Erdtmann B, Dalpiaz T, Nunes, E, Ferraz, Martins TL, da Silva J. Genotoxicity of *Nicotiana tabacum* leaves

- on *Helix aspersa*. *Genetics and Molecular Biology*. 2013;36(2):269-275.  
Available:<http://dx.doi.org/10.1590/S1415-4757201300500002>
16. Lisko JG, Stanfill SB, Duncan BW, Watson CH. Application of GC-MS/MS for the analysis of tobacco alkaloids in cigarette filler and various tobacco species. *Analytical Chemistry*. 2013;85(6):3380-3384.  
Available:<http://dx.doi.org/10.1021/ac400077e>
  17. Slyn'ko NM, Tatarova LE, Shakirov MM, Shul'ts EE. Synthesis of N-aryloxyalkylpyridine derivatives. *Chemistry of Natural Compounds*. 2013; 49(2):294-301.  
Available:<http://dx.doi.org/10.1007/s10600-013-0585-1>
  18. Issaly E, Sérsic A, Pauw A, Cocucci A, Travesi A, Benítez-Vieyra S, Pafaro V. Reproductive ecology of the bird-pollinated *Nicotiana glauca* across native and introduced ranges with contrasting pollination environments. *Biol. Invas.* 2020;22:485-498.
  19. Florentine S, Westbrooke M, Gosney K, Ambrose G, O'Keefe M. The arid "land invasive weed *Nicotiana glauca* R. Gialiam (Solanaceae): Population and soil seed bank dynamics, seed germination patterns and seedling response to flood and drought. *J. Arid Environ.* 2006;66:218-230.
  20. Yasser MT, Saad SD, Loiy EAH, Majed Ahmed A, Mohamad T, Amin MS. *In vitro* anti-metastatic and antioxidant activity of *Nicotiana glauca* fraction against breast cancer cells. *Adv Biol Res*. 2015;2:95-102.
  21. Warda T, Salah A, Mostefa L, Lotfi , Seddik K. Preliminary screening of *Nicotiana glauca* extracts for determination of antioxidant activity by different methods. *Current Issues in Pharmacy and Medical Sciences*. 2019;32-37.
  22. Sercan Y, Selahattin KG. Respiratory failure due to plant poisoning *Nicotiana glauca* Graham, *J Emerg Med*. 2018;55:e61-3.
  23. Hoffman RS, Howland MA, Lewin NA, Nelson LS, Goklfrank LR. Goldfrank's toxicologic emergencies. 10th edn. New York McGraw Hill Education; 2015.
  24. Tracqui P, Demongeot J. *Éléments de biologie à l'usage d'autres disciplines de la structure aux fonctions : De la structure aux fonctions*. EDP Sciences Editions. 2003;94-95.
  25. Clynen E, Ciudad L, Bellés X, Piulachs MD. Conservation of fruitless' role as master regulator of male courtship behavior from cockroaches to flies. *Dev. Genes. Evol.* 2011;221:43-48.
  26. Chardonnet F. Rôle du gène foraging dans l'évolution du comportement alimentaire de noctuelles foreuses de céréales. Doctoral Thesis. Pierre and Marie Curie University, Gif-sur-Yvette. France. 2013;245.
  27. Finney DJ. *Probits analysis*. 3rd ed, Cambridge University Press, London; 1971.
  28. Idrissi Hassani LM, OuldAhmedou ML, Chihrane J, Bouaichi A. Effets d'une alimentation en *Peganum harmala* (Zygophyllaceae) sur la survie et le développement ovarien du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* Forskål (Orthoptera, Acrididae). *Ethnopharmacologia*. 1998;23:26-41.
  29. Habbachi W, Benhissen S, Ouakid ML, Farine JP. Effets biologiques d'extraits aqueux de *Peganum harmala* (L.) (Zygophyllaceae) sur la mortalité et le développement larvaire de *D. melanogaster melanogaster* (Diptera-Drosophilidae). *Algerian journal of Arid Environment*. 2013;3(1):82-88.
  30. Habbachi W, Benhissen S, Ouakid ML, Farine JP, Bairi A. Toxicity of aqueous extracts from Mediterranean plants on *Culex pipiens* (Mosquitoes). Case of *Daphnegnidium* (Thymelaeaceae) and *Peganum harmala* (Zygophyllaceae). *Wulfenia Journal*. 2014;21:244-252.
  31. Elbah D, Habbachi W, Ouakid ML, Tahraoui A. Sublethal effects of *Peganum harmala* (Zygophyllaceae) on sexual behavior and oviposition in fruit fly *D. melanogaster melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *Journal of Entomology and Zoology Studies*. 2016;4(6):638-642.

32. Chabi, Bekhakheche M, Habbachi S, Benhissen S, Habbachi W, Tahraoui A. Evaluation of direct toxic effects of *Citrullus Colocynthis* (Cucurbitaceae) ethanolic extracts against fruit fly *D.melanogaster melanogaster*. *Wulfenia Journal*. 2019;26(2).
33. Habbachi S, Amri N, Benhissen S, Habbachi W, Rebbas K, Tahraoui A. Effets toxiques des extraits aqueux du *Cleome arabica* (Capparidaceae) sur la mortalité et le comportement sexuel de *D.melanogaster melanogaster* (Diptera :Drosophilidae). *Journal of Animal Behaviour and Biometeorology*. 2019;7:137-143.
34. Saadane F, Habbachi W, Habbachi S, Boublata N, Slimani A, Tahraoui A. Toxic effects of *Drimia* behavior (Asparagaceae) ethanolic extracts on the mortality, development, sexual behavior and oviposition behavior of *D.melanogaster melanogaster* (Diptera: Drosophilidae). *Journal Animal of animal Behaviour Biometeorology*. 2021;9:2104.
35. Aouinty B, Oufara S, Mellouki F, Mahari S. Évaluation préliminaire de l'activité larvicide des extraits aqueux des feuilles du ricin (*Ricinus communis* L.) et du bois de thuya (*Tetraclinis articulata* (Vahl) Mast.) sur les larves de quatre moustiques culicidés : *Culex pipiens* (Linné), *Aedes caspius* (Pallas), *Culiseta longiareolata* (Aitken) et *Anopheles maculipennis* (Meigen). *Biotechnol. Agron. Soc. Environ*. 2006; 10(2):67-71.
36. Benhissen S, Rebbas K, Habbachi W, Maska F. Bioactivity of *Nicotiana glauca* Graham (Solanaceae) and its toxic effects on *Culiseta longiareolata* (Diptera; Culicidae). *International Journal of Research in Ayurveda and Pharmacy*. 2018;9(1):123-126.
37. Idrissi Hassani LM, Hermas J. Effets de l'alimentation en *Peganum harmala* L. (Zygophyllaceae) sur le tube digestif du criquet pèlerin *Schistocerca gregaria* Forsk. (Orthoptera, Acrididae). *Zool. Baetica*. 2008;19:71-84.
38. Idrissi Hassani LM. 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. PhD thesis, University Ibn Zohr, Agadir. 2000 ;214.
39. Lebouz I. Activité biologique des extraits foliaires de *Cleome arabica* L. (Capparidaceae) chez *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775) (Orthoptera, Acrididae). Mémoire Magistère. Université de Biskra. 2010;165.
40. Kemassi A, Bouziane N, Boual Z, Ould El Hadj MD. Activité biologique des huiles essentielles de *Peganum harmala* L. (Zygophyllaceae) et de *Cleome arabica* L. (Capparidaceae) sur *Schistocerca gregaria* (Forskål, 1775). *Phytotérapie*. 2014; 12(6):348-353.
41. Maska F. Inventaire de la faune Blattoptère urbaine et forestière dans la région aride de Laghouat. Caractérisation des principales espèces nuisibles et essais de lutte. Doctoral thesis. University of Annaba (Algeria). 2016;153.
42. Bekhakheche M. Perturbation du comportement animal sous stress induit par les insecticides. Cas de deux modèles (invertébrés : les blattes et vertébrés : les rats Wistar). Doctoral Thesis. University of Annaba (Algeria). 2018;229.
43. Deepak AV, Thippeswamy G, Shivakameshwari MN, Salimath BP. Isolation and characterization of a 29-kDa glycoprotein with antifungal activity from bulbs of *Urginea indica*. *Biochemical and Biophysical Research Communications*. 2003;311:735-742.
44. Zaid N, Khaled ME, Eman K, Nouha F. Phytochemical screening and heavy metals contents of *Nicotiana glauca* plant. *Ijppr Human*. 2015;4:82-91.
45. Ashenafi A, Girum F, Amare S, Edget M, Nigusse S, Manaye M, Tesfaye B. Impact and status of invasive alien plant species (IAPS), *Nicotiana glauca*, in Eastern and Southern Zones of Tigray regional state, Ethiopia. *BIJ*. 2018;2:351-5.
46. Furer V, Hersch M, Silvetzki N, Breuer GS, Zevin S. *Nicotiana glauca* (tree tobacco)

- intoxication – two cases in one family. *J Med Toxicol.* 2011;7(1):47-51.
47. Mellick LB, Makowski T, Mellick GA, Borger R. Neuromuscular blockade after ingestion of tree tobacco (*Nicotiana glauca*). *Ann Emerg Med.* 1999;34(1):101-4.
  48. Mizrachi N, Levy S, Goren ZQ. Fatal poisoning from *Nicotiana glauca* leaves: identification of anabasine by gas-chromatography/mass spectrometry. *J Forensic Sci.* 2000;45(3):736-41.
  49. Manoguerra AS, Freeman D. Acute poisoning from the ingestion of *Nicotiana glauca*. *J Toxicol Clin Toxicol.* 1982;19(8):861-4.
  50. Steenkamp PA, van Heerden FR, van Wyk BE. Accidental fatal poisoning by *Nicotiana glauca*: Identification of anabasine by high performance liquid chromatography/photodiode array/mass spectrometry. *Forensic Sci Int.* 2002;127(3):208-17.
  51. Sims DN, James R, Christensen T. Another death due to ingestion of *Nicotiana glauca*. *J Forensic Sci.* 1999;44(2):447-9.
  52. Castorena JL, Garriott JC, Barnhardt FE, Shaw RF. A fatal poisoning from *Nicotiana glauca*. *J Toxicol Clin Toxicol.* 1987;25(5):429-35.
  53. Bardas SL. Short-term intubation after ingestion of *Nicotiana glauca*. *Am J Health Syst Pharm.* 2011;68(18):1678-9.
  54. Bensebaa F. Effets d'un analogue de l'hormone juvénile (pyriproxifène) sur le développement d'un modèle biologique, *D.melanogaster melanogaster* : toxicité, croissance, cuticule et chitin. Doctoral Thesis: Reproduction and Development. University Badjimokhter Annaba. 2016;77.
  55. Philogène BJR. L'utilisation des produits naturels dans la lutte contre les insectes : problèmes et perspectives. La lutte anti-acridienne. Ed. AUPELF-UREF, John LibbeyEurotext, Paris. 1991;269-278.
  56. Rembold H. Controlling locusts with plant chemicals. *New Trends in Locust Control* (eds. S. Krall, H. Wilps), GTZ, Eschborn, TZ-Verlagsgesellschaft Rossdorf. 1994;41-49.
  57. Somashekar K, Krishna MS, Hegde SN, Jayaramu SC. Effects of age on female reproductive success in *D.melanogaster bipectinata*. *Journal of Insect Science.* 2011;11(132):1536-2442.
  58. Bray S, Amrein H. A putative *D.melanogaster* pheromone receptor expressed in male-specific taste neurons is required for efficient courtship. *Neuron.* 2003;39:1019–1029.
  59. Miyamoto T, Amrein H. Suppression of male courtship by a *D.melanogaster* pheromone receptor. *Nat. neurosci.* 2008;11(8):874.6.
  60. Thistle R, Cameron P, Ghorayshi A, Dennison L, Scott K. Contact chemoreceptors mediate male-male repulsion and male-female attraction during *D.melanogaster*. 2012;149(5):1140—1151.
  61. Roth LM, Willis R. A study of cockroach behavior. *Am. Midl. Nat.* 1952;47:66-129.
  62. Farine JP, Le Quéré JL, Duffy J, Sémon E, Brossut R. 4-Hydroxy 5-methyl-3-(2H)-furanone and 4-hydroxy-2, 5-dimethyl- 3-(2H)-furanone, two components of the male sex pheromone of *Eurycotisfloridana*(Blattidae). *Biosci. Biotech. Biochem.* 1993;57:2026-2030.
  63. Gropeaux JC. Comportement sexuel de *diplopterapunctata* (Dictyoptera, Blaberidae) : Approche éthologique. Dissertation for the Diplôme d'études approfondies de Biologie. University of Paris XIII. 199z ;18.
  64. Bensafi H. Etude ecophysiologique, systématique et lutte intégrée contre les Drosophiles, vecteurs de la pourriture grise dans les cultures. Master'sthesis, University of Annaba, Algeria. 2010 ;67.
  65. Bourbia S. Étude de la souche sauvage de *D.melanogaster melanogaster* agent de la pourriture grise des fruits. Identification et Comportement sexuel. University of Annaba (Algeria); 2012.
  66. Habbachi S. 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, University of Annaba (Algeria). 2020;139.

67. Kumar D, Dhamodaran P, Nilani P, Balakrishna P. Larvicidal activity of *Tephrosia purpuria* against *Culex quinquefasciatus*, *Journal of Applied Pharmaceutical Science*. 2012;2:219–221.
68. Maheswaran R, Kingsley S, Ingacimuthu S. Larvicidal and repellent activity of *Clerodendronphlomis* against *Culex quinquefasciatus* Say (Diptera: Culicidae),” in *Proceedings of Recent Trends in Insect Pest Management*. 2008;240–243.
69. Prabakar K, Jebanesan A. Arvicidal efficacy of some Cucurbitaceous plant leaf extracts against *Culex quinquefasciatus* (Say),” *Bioresource Technology*. 2004;95(1): 113–114.





République Algérienne Démocratique et Populaire  
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique  
Université Ahmed Draia - Adrar  
Laboratoire des Ressources Naturelles Sahariennes



## ATTESTATION DE PARTICIPATION

Le Directeur du Laboratoire des Ressources Naturelles Sahariennes atteste que :

**BOUZAR Abir**

a présenté une Communication Orale intitulée : « **Perturbation de comportement reproductif de *Drosophila melanogaster* (Diptera ; Drosophilae), exposé aux extraits aqueux de Nicotina (Solonaceae)** » lors du Webinaire Premier Séminaire National sur la Valorisation des Bio-ressources et Environnement SNVBE'2021, tenu le 07 et 08 Avril 2021 à l'Université Ahmed Draia – Adrar.

Co-auteurs : S. Habbachi, I. Samai, W. Habbachi, M. Rahat, N. Boublata, F. Z. Saadane, S. Benhissen, A. Tahraoui.

Président du comité scientifique



**Dr. BOULAL Ahmed**

Directeur du Laboratoire « LRNS »



**أ.د. أيدو القادي  
أبدر المظفر**



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 : **BOUZAR Abir**

A présenté une **Communication affichée**

Intitulée : **Evaluation de l'effet des extrait aqueux de *Nicotiana glauca* (Solanaceae) sur la reproduction et la fertilité de la mouche *Drosophila melanogaster* (Diptera ; Drosophilidae)**

Co-auteurs : HABBACHI Sarra<sup>1</sup> ; HABBACHI Wafa<sup>1</sup> ; BOUBLATA Nour El Imene<sup>2</sup> ; SAADANE Fatma Zohra<sup>1</sup> ; BENHISEN Saliha<sup>1,3</sup> ;  
TAHRAOUI Abdelkrim<sup>1</sup> & SAMAI Ibtissem<sup>1</sup>

**Le Président du Séminaire  
Dr. Rabah BOUNAR**

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

**Le Doyen de la Faculté des Sciences  
Pr. Ettayib BENSACI**





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

Université Benyoucef Benkhedda, Alger 1  
Faculté des Sciences  
Département des Sciences de la Nature et de la Vie



2<sup>ème</sup> SEMINAIRE NATIONAL D'ETHNOBOTANIQUE ET DE VALORISATION  
DES SUBSTANCES NATURELLESALGER : 6-7 JUIN 2021



## ATTESTATION DE PARTICIPATION

Le président du comité scientifique du 2<sup>ème</sup> Séminaire National d'Ethnobotanique et de Valorisation des Substances Naturelles atteste que : Abir BOUZAR a présenté une communication **Orale** intitulée :

« **Valorisation des substances naturelles de l'extrait aqueux de *Nicotiana glauca* (Solanaceae) sur le comportement sexuel de *Drosophila melanogaster* (Diptera) ; *Drosophilidae* »**

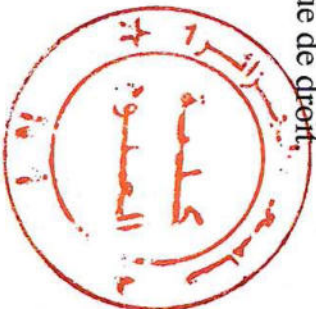
Abir BOUZAR, Sarra HABBACHI, Ibïssen SAMAI, Wafa HABBACHI, Makarem RAHAT, Nour El-Imene BOUBLATA, Fatma-Zohra SAADANE, Salha BENHISSEN et Abdelkrim TAHRAOUI

Cette attestation est délivrée pour valoir ce que de droit

Le Doyen de la Faculté des Sciences

عميد كلية العلوم جامعة الجزائر

أ. د. د. بين واضح علي



Le Président du Comité Scientifique

أ. د. نوروي محمد

رئيس المجلس العلمي