



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire



وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة غرداية

N° d'enregistrement
/...../...../...../.....

Université de Ghardaïa

كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الأرض

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre

قسم البيولوجيا

Département de Biologie

THÈSE

Pour l'obtention du diplôme de Doctorat 3^{ème} cycle LMD

Domaine: Sciences de la Nature et de la Vie

Filière: Sciences biologiques

Spécialité: Ecologie saharienne

Etude de la toxicité des trois plantes spontanées sahariennes de la région de Ghardaia à l'égard d'un modèle de laboratoire *Drosophila melanogaster* (Diptera ; *Drosophilidae*)

Soutenue publiquement le: .. / .. /

Par
CHABI Lila

Devant le jury composé de:

SAID Belghit	MCA	Université de Ghardaia	Président
HABBACHI Wafa	Professeur	Université Badji Mokhtar Annaba	Directeur de thèse
GRARA Noudjoud	Professeur	Université de Guelma	Examineur
GUEZOUL Omar	Professeur	Université de Ouargla	Examineur
ALIOUA Youcef	MCA	Université de Ghardaia	Examineur

Année universitaire: 2022/2023

Remerciement

A Dieu Allah le tout puissant et miséricordieux, celui qui m'a donné la force et la patience d'accomplir le présent travail je m'incline et me prosterne et remercie profondément.

Ce travail n'aurait pu voir le jour sans le concours et l'aide d'un grand nombre de personne que je tiens ici à remercier du fond du cœur et à leur présenter ma profonde gratitude.

Je remercie ma directrice de thèse, Mme HABBACHI Waffa , qui m'a accompagné tout au long de ma formation par sa disponibilité et ses précieux conseils et soutiens indéfectibles notamment pendant les moments difficiles.

Mes vifs remerciements et ma reconnaissance vont également à :

monsieur Kemassi ABDELLAH professeur à l'université Ourgla , au doyen monsieur KHENE Bachir Et au professeur BOURAS Nouredine qui sont à l'université de Ghardaia

J'adresse aussi mes remerciements aux membres du jury : Mr BELGHIT Said MCA à l'université de Ghardaia, Mme GRARA Noudjoud professeur à l'université de Guelma, Mr

GUEZOUL Omar professeur à l'université de Ourgla et Mr ALIOUA Youcef MCA à

l'université de Ghardaia pour leur présence, leur lecture attentive de ma thèse et pour leur dévouement lors de l'élaboration de ce travail durant ces années d'études

Enfin je tiens à remercier tous ceux qui, de près ou de loin ont contribué à la réalisation de ce travail et que l'on a éventuellement omis de citer.

RÉSUMÉ

La drosophile est un Diptère qui offre de nombreux avantages pour la recherche. En effet, il s'agit d'une espèce bien connue dans le laboratoire qui s'élève facilement pour obtenir rapidement un grand nombre d'adultes. Ces conditions facilitent les répétitions et la standardisation indispensable à des études comparatives. Dans la présente thèse, nous avons étudié l'impact toxicologique des extraits éthanoliques des graines des plantes spontanées, *Peganum harmala* et *Citrullus colocynthis*, ainsi que, l'effet de l'extrait aqueux de la plante *Euphorbia gyoniana*. Ces derniers révèlent une bonne activité insecticide, ils provoquent une mortalité importante chez l'espèce *D. melanogaster* en fonction de la concentration et du temps d'exposition. L'objectif principal de cette thèse consiste à évaluer les effets différés de différentes concentrations sublétales de chaque plante sur le comportement alimentaire des larves de 3^{ème} stade, et le comportement sexuel et d'oviposition des adultes de *D. melanogaster*. Grâce à des tests de choix, nous avons pu montrer que ces composés avaient un fort impact sur le phénomène d'attraction et l'acuité olfactive d'insectes (larves et femelles de *D. melanogaster*). Elles perdent la faculté de détection d'odeurs d'alimentation et/ou du site de ponte ; leurs choix est aléatoire. Ses effets, répulsifs ou attractifs, ont été, également, déterminés. Les extraits agissent, aussi, sur le nombre d'œufs pondus et le nombre des larves de la deuxième génération F1. Nos résultats nous ont permis de signifier que ces biopesticides agissent probablement comme des perturbateurs d'information en modifiant la communication chimique, réduisant ainsi les chances de reproduction des insectes cibles.

Mots-clés : *Drosophila melanogaster*, biopesticides, *Peganum harmala* et *Citrullus colocynthis* , *Euphorbia gyoniana* , toxicité, concentration sublétale, comportement, comportement alimentaire ,sexuel et l'oviposition

ABSTRACT

Drosophila is a Diptera that offers many benefits for research. Indeed, it is a well known species in the laboratory that rises easily to quickly obtain a large number of adults. These conditions facilitate the repetitions and standardization required for comparative studies. In this thesis, we studied the toxicological impact of the ethanolic extracts of the seeds of spontaneous plants, *Peganum harmala* and *Citrullus colocynthis*, as well as the effect of the aqueous extract of the plant *Euphorbia gyoniana*. The latter show a good insecticidal activity, they cause a significant mortality in the species *D. melanogaster* depending on the concentration and time of exposure. The main objective of this thesis is to evaluate the delayed effects of different sublethal concentrations of each plant on the feeding behavior of 3rd instar larvae, and the sexual and oviposition behavior of *D. melanogaster* adults. Through choice tests, we were able to show that these compounds had a strong impact on the attraction phenomenon and the olfactory acuity of insects (larvae and females of *D. melanogaster*). They lose the ability to detect food odors and / or the laying site; their choices are random. Its effects, repulsive or attractive, have also been determined. The extracts also affect the number of eggs laid and the number of second generation F1 larvae. Our results allowed us to signify that these biopesticides probably act as information disruptors by modifying the chemical communication, thus reducing the chances of reproduction of the target insects.

Keywords: *Drosophila melanogaster*, biopesticides, *Peganum harmala* , *Citrullus colocynthis*, *Euphorbia gyoniana*, toxicity, sublethal concentration, behavior, feeding behavior, sexual and oviposition

دراسة تأثير ثلاثة نباتات صحراوية لمنطقة غرداية على حشرة مخبرية: ذبابة الخل
(Diptera ؛ Drosophilidae) *Drosophila melanogaster*
الملخص

بسهولة الحصول على عدد كبير من البالغين بسرعة. هذه الشروط تسهل التكرار والتوحيد المطلوبة للدراسات المقارنة. في هذه الرسالة ، درسنا التأثير السمي للمستخلصات الإيثانولية لبذور النباتات العفوية ، *Peganum harmala* و *Citrullus Colocynthis* ، وكذلك تأثير المستخلص المائي للنبات *Euphorbia gyoniana*. هذه الأخيرة تظهر نشاطاً جيداً للمبيدات الحشرية ، فهي تسبب وفيات كبيرة في النوع *D. melanogaster* اعتماداً على تركيز ووقت التعرض.

الهدف الرئيسي من هذه الأطروحة هو تقييم التأثيرات المتأخرة للتركيزات الفرعية المختلفة لكل نبات على سلوك التغذية ليرقات طور مرحلي ثالث ، والسلوك الجنسي والمبيض للبالغين. من خلال اختبارات الاختيار ، تمكنا من إثبات أن هذه المركبات كان لها تأثير قوي على ظاهرة الانجذاب وشدة الحشرات (يرقات وإناث *D. melanogaster*). يفقدون القدرة على اكتشاف روائح الطعام و / أو موقع التمدد ؛ خياراتهم عشوائية. آثاره ، مثير للاشمئزاز أو جذابة ، كما تم تحديدها. تؤثر المستخلصات أيضاً على عدد البيض الموضوع و عدد يرقات الجيل الأول F1.

سمحت نتائجنا لنا أن نشير إلى أن هذه المبيدات الحيوية ربما تعمل على تعطيل المعلومات عن طريق تعديل الاتصال الكيميائي ، وبالتالي تقليل فرص تكاثر الحشرات المستهدفة. الكلمات المفتاحية: ذبابة الفاكهة السوداء ، المبيدات الحيوية ، بيغانوم هارمالا وسيتروولوس كولوسينثيس ، فروبيون جيونيانا ، السمية ، التركيز دون السطحي ، السلوك ، سلوك التغذية ، السلوك الجنسي والمبيض.

SOMMAIRE

Résumé	01
Abstrat	
ملخص	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des graphes	
1. Introduction.....	01
2. Matériel et méthodes.....	06
2.1. <i>Drosophila melanogaster</i>	06
2.2. Cycle de vie de la <i>D. melanogaster</i>	08
2.3. Elevage de masses.....	09
2.4. Plantes insecticides.....	11
2.4.1. <i>Citrullus colocynthis</i> (L.) (schrader, 1838)	11
2.4.2. <i>Peganum harmala</i> (linnaeus, 1753)	13
2.4.3. <i>Euphorbia gyoniana</i>	15
2.5. Extraction des plantes.....	17
2.5.1. Extraction des graines de <i>P. harmala</i> et de <i>C. colocynthis</i>	17
2.5.2. Extraction des <i>Euphorbia gyoniana</i>	18
2.6. Effets des extraits de plantes sur la mortalité de la <i>D. melanogaster</i>	18
2.6.1. <i>Citrullus colocynthis</i>	18
2.6.2. <i>Peganum harmala</i>	18
2.6.3. <i>Euphorbia gyoniana</i>	19
2.7. Effets des extraits de plantes sur le comportement alimentaires des larves 3ème stade de <i>D. melanogaster</i>	19
2.8. Effets des extraits de plante sur le comportement sexuel des adultes de <i>D. melanogaster</i>	23
2.8.1. Description de la parade sexuelle.....	23
2.9. Effets des extraits de plante sur le comportement d'oviposition.....	29
2.10. Analyses statistiques des données.....	29
2.10.1. Tests de toxicité.....	29
2.10.2. Les tests comportementaux.....	30
3. Résultats.....	31
3.1. Effet sur la mortalité.....	31
3.1.1. Effet sur la mortalité chez <i>D. melanogaster</i> après traitement par l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i>	31
3.1.2 Effet de l'extrait éthanolique de <i>P. harmala</i> sur la mortalité chez <i>D. melanogaster</i>	32
3.1.3. Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. gyoniana</i> sur la mortalité chez <i>D. melanogaster</i>	34
3.2. Comportement alimentaire.....	37
3.2.1. Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i>	37
3.2.2. Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i>	39
3.2.3. Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. gyoniana</i>	41
3.3. Comportement Sexuel.....	44
3.3.1. Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> sur le comportement sexuel de <i>D. melanogaster</i>	44
3.3.2. Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i> sur le comportement sexuel de <i>D. melanogaster</i>	51
3.3.3. Effet de l'extrait aqueux des graines d' <i>E. gyoniana</i> sur le comportement sexuel de <i>D. melanogaster</i>	58
3.4. Comportement d'oviposition.....	64

3.4.1. Effet de l'extrait ethanologique de <i>C. colocynthis</i> sur le comportement d'oviposition de <i>D. melanogaster</i>	64
3.4.2 Effet de l'extrait ethanologique de <i>P.harmala</i> sur le comportement d'oviposition de <i>D. melanogaster</i>	66
3.4.3. Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. guyoniana</i> sur le comportement d'oviposition de <i>D. melanogaster</i>	69
4. Discussion.....	72
Références Bibliographiques.....	90
Annexe	

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
Tableau 1	Taux de la mortalité corrigé chez <i>D. melanogaster</i> après traitement par l'extrait éthanoïque des graines de <i>C. colocynthis</i>	31
Tableau 2	Paramètres toxicologique de <i>C. colocynthis</i> vis-à-vis <i>D. melanogaster</i>	32
Tableau 3	Taux de la mortalité corrigé chez <i>D. melanogaster</i> après traitement par l'extrait éthanoïque des graines de <i>P.harmala</i>	33
Tableau 4	Paramètres toxicologique de <i>P.harmala</i> vis-à-vis <i>D. melanogaster</i>	34
Tableau 5	Taux de la mortalité corrigé chez <i>D. melanogaster</i> après traitement par l'extrait aqueux des feuilles d' <i>E. guyoniana</i>	35
Tableau 6	Paramètres toxicologique des feuilles d' <i>E. guyoniana</i> vis-à-vis <i>D. melanogaster</i>	36
Tableau 7	L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait de <i>C. colocynthis</i>	37
Tableau 8	Effet de <i>C. colocynthis</i> sur le temps de detection des milieux nutritifs (secondes) (<i>Tm: Témoin ; Cc: C. colocynthis</i>)	39
Tableau 9	L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait de <i>P. harmala</i>	40
Tableau 10	Effet de <i>P. harmala</i> sur le temps de detection des milieux nutritifs (secondes) (<i>Tm: Témoin ; Ph: P. harmala</i>)	41
Tableau 11	L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait de <i>E. guyoniana</i> (<i>Tm: Témoin ; Eg: E. guyoniana</i>)	42
Tableau 12	Effet de <i>P. harmala</i> sur le temps de detection des milieux nutritifs (secondes) (<i>Tm: Témoin ; Eg: E. guyoniana</i>)	43
Tableau 13	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> sur le temps du premier contact	44
Tableau 14	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> sur le nombre du premier contact	45
Tableau 15	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> sur le temps de la première vibration	46
Tableau 16	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> sur le nombre des vibrations	46
Tableau 17	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> sur le temps du premier léchage	47
Tableau 18	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> sur le nombre de léchages	48
Tableau 19	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> sur le temps de la première tentative d'accouplement	48
Tableau 20	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> sur le nombre de tentatives d'accouplement	49
Tableau 21	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> sur le temps d'accouplement du <i>C. Colocynthis</i>	50
Tableau 22	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> sur la	50

	durée d'accouplement	
Tableau 23	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i> sur le temps du premier contact	51
Tableau 24	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i> sur le nombre des contacts	52
Tableau 25	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i> sur le temps de la première vibration	53
Tableau 26	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i> sur le nombre de vibrations	53
Tableau 27	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i> sur le temps du premier léchage	54
Tableau 28	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i> sur le nombre de léchages	55
Tableau 29	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i> sur le temps de la première tentative d'accouplement	55
Tableau 30	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i> sur le nombre de tentatives d'accouplement	56
Tableau 31	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i> sur le temps d'accouplement.	57
Tableau 32	Effet de l'extrait éthanolique des graines de <i>P. harmala</i> sur la durée d'accouplement	57
Tableau 33	Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. guyoniana</i> sur le temps du premier contact	58
Tableau 34	Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. guyoniana</i> sur le nombre des contacts	59
Tableau 35	Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. guyoniana</i> sur le temps de la première vibration	59
Tableau 36	Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. guyoniana</i> sur le nombre de vibrations	60
Tableau 37	Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. guyoniana</i> sur le sur le temps du premier de léchages	61
Tableau 38	Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. guyoniana</i> sur le nombre de léchages	61
Tableau 39	Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. guyoniana</i> sur le temps de la première tentative d'accouplement	62
Tableau 40	Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. guyoniana</i> sur le nombre de tentatives d'accouplement	62
Tableau 41	Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. guyoniana</i> sur le temps d'accouplement	63
Tableau 42	Effet de l'extrait aqueux d' <i>E. guyoniana</i> sur la durée d'accouplement	63
Tableau 43	Effet de l'extrait l'extrait éthanolique de <i>C. colocynthis</i> sur le nombre total d'œufs pondus	65
Tableau 44	Effet de l'extrait éthanolique de <i>C. colocynthis</i> sur le nombre total des larves	66
Tableau 45	Effet de l'extrait éthanolique de <i>P.harmala</i> sur le nombre des œufs pondus	67
Tableau 46	Effet de l'extrait éthanolique de <i>P.harmala</i> sur le nombre des larves	68
Tableau 47	Effet de l'extrait aqueux d' <i>Euphorbia</i> sur le nombre des œufs pondus	70
Tableau 48	Effet de l'extrait aqueux d' <i>Euphorbia</i> sur le nombre des larves	71

Liste des figures

Numéro des figures	Titre	Pages
Figure 1	<i>D. melanogaster</i> (Photos originales) [A : Femelle; B : Mâle]	6
Figure 2	Développement de <i>D.melanogaster</i> (Wolpert, 2001)	9
Figure 3	Flacons d'élevage	10
Figure 4	Tubes d'élevage	10
Figure 5	Arbuste de <i>C.colocynthis</i> .	11
Figure 6	Différentes parties de l'espèce <i>C.colocynthis</i>	13
Figure 7	Structure chimique d'alcaloïdes isolés des graines du <i>P. harmala</i> (Mahmoudian <i>et al.</i> , 2002)	14
Figure 8	Différentes parties de l'espèce <i>C.colocynthis</i>	15
Figure 9	<i>Euphorbia guyoniana</i>	17
Figure 10	Traitement des larves du 2 ^{ème} stade	19
Figure 11	Schéma de l'arène de test [Boite de pétri, Ø 100 mm]	20
Figure 12	Présentation du milieu gélosé abase d'agar et de l'eau	20
Figure 13	Le mélange préparé est distribué sur les boite de pétri	21
A	Orientation, repérage de mâle (photo originale)	23
B	Attouchements (toucher, chimio détection par les phéromones de contact de femelle) (Photo originale)	24
C	Chant nuptial : (Chimiodétection émission de phéromones par le mâle) (Photo originale)	24
D	Léchage. Toucher chimio détection (émission de phéromones par la femelle) (Photo originale)	25
E	Tentative. (Photo originale)	25
F	Accouplement. (Photo originale)	26
Figure 14	Présentation schématique qui illustrent les différentes séquences de la parade de <i>D. melanogaster</i> (Greenspan, 1995).	27
Figure 15	Séparation des adultes de <i>D. melanogaster</i> par sexe (photo originale)	28
Figure 16	Chambres d'oviposition (Photo original)	29

Liste des graphes

Numéros des graphes	Titres	Pages
1	Nombre des larves témoins et traité avec l'extrait éthanolique des graines de <i>C. colocynthis</i> dans les milieux témoin et traité	37
2	Nombre des larves témoins et traité avec l'extrait aqueux des graines d' <i>E. gyoniana</i> dans les milieux témoin et traité	39
3	Nombre des larves témoins et traités avec l'extrait éthanolique des graines de <i>P.harmala</i> dans les milieux témoin et traité	41

Introduction

1.Introduction :

Les insectes constituent indiscutablement le taxon animal le plus diversifié avec 5 à 10 millions d'espèces estimées (**Odegaard, 2000 ; Niven et al., 2008**). Bien que 0,4% des insectes soient considérés nuisibles pour les activités anthropiques et représentent de véritables "pests", les ravages causés par ces derniers sont considérables tant pour la production agricole que la santé humaine et animale (**Nicholson, 2007**).

Les mouches sont une des plus grandes souches d'insectes. Dans le monde entier, on compte 700 millions de mouches et de leurs larves. Les mouches sont des insectes de la famille des Diptères. Elles peuvent être souvent mesurées à des chiffres gros comme trois (1 cm), et d'autres très petites, comme quatre millimètres (0,4 mm). Certaines mouches sont plus dangereuses que d'autres car elles peuvent piquer avec nettement plus de force que les autres insectes, Calliphoridés, Sarcophagidés, Syrphidés, Stratiomyidés, Drosophilidés, etc... (**Rageau, 1958**). Les drosophiles sont connues partout dans le monde sous des noms divers : mouches du vinaigre ou petites mouches des fruits. Ces insectes très communs vivent souvent à proximité des activités humaines (**Delbac et al., 2014**). La majorité des drosophiles sont frugivores, elles se développent dans les fruits trop mûrs, voire pourris, avec une attirance pour les jus fermentés et le lait gâté. D'autres espèces se nourrissent de champignons, de fleurs ou d'autres sont des prédateurs d'invertébrés (**Merritt et al., 2003**). Près de 3 300 espèces de drosophiles ont été décrites dans le monde entier, réparties en 66 genres dont le genre *Drosophila* (**O'Grady, 2003**).

Drosophila melanogaster (M.), l'espèce la plus répandue dans le monde, est considérée comme une nuisance redoutée tant pour le désagrément causé par les maladies parasitaires qu'elles peuvent inoculer (**Jolivet, 1980 ; Joly, 2006 ; Habbachi et al., 2013**). 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 gênants par leur pullulation. Les larves ingérées avec des fruits infestés ou des liquides conservés dans des récipients malpropres causent une diarrhée et parfois des myiases intestinales (**Rageau, 1958 ; Joly, 2006 ; Delbac et al., 2014**).

Pour contrôler les populations des insectes nuisibles, l'homme déploie des efforts considérables, et recherche de nouvelles méthodes de lutte physique, chimique et biologique afin de limiter leur prolifération (**Appel, 1990 ; Kim et al., 1995 ; Lyon, 1997**).

Le concept de « biopesticide » n'est pas nouveau. Dès le 7^e siècle avant Jésus Christ, des fermiers chinois utilisaient des plantes comme *Illicium lanceolatum* pour protéger leurs cultures contre les insectes (**Leng et al., 2011**). De même, au Moyen- Âge, des végétaux comme les aconits étaient utilisés contre les rongeurs et des récits indiens datant du 17^e siècle rapportent l'utilisation de racines de *Derris* et de *Lonchocarpus* pour leurs propriétés insecticides (**Philogène et al., 2002**). De nos jours, plusieurs biopesticides sont commercialisés. Même s'il n'existe aucune définition officielle, dans le domaine de l'agriculture, les biopesticides pourraient être définis de la manière suivante : «Organismes vivants ou produits issus de ces organismes ayant la particularité de limiter ou de supprimer les ennemis des cultures» (**Thakore, 2006; Deravel et al., 2014**). Ils peuvent être classés en trois grandes catégories, selon leur nature: les biopesticides microbiens (ex: *Bacillus thuringiensis*), les biopesticides végétaux (ex: l'huile de neem) et les biopesticides animaux (ex : auxiliaires de culture) (**Chandler et al., 2011 ; Leng et al., 2011**).

Les bio-échafaudages, en général, et ceux d'origine végétale, en particulier, offrent de nombreux avantages. Ils sont plus compatibles écologiquement que les produits chimiques et ont une plus grande résistance pour être efficaces contre les espèces contre lesquelles ils sont dirigés. (**Deravel et al., 2014**). Ces molécules sont moins rémanentes que leurs homologues chimiques et possèdent une toxicité plus faible vis-à-vis des espèces non ciblées, ce qui supporte une utilisation compatible dans les programmes de lutte intégrée (**Deravel et al., 2014**). De plus, les biopesticides végétaux sont souvent efficaces en faible quantité et leurs molécules bioactives emploient plusieurs modes d'action, ce qui les rend particulièrement intéressantes pour limiter l'apparition de bio-agresseurs résistants (**Deravel et al., 2014**).

L'usage des plantes en médecine est très ancien. Les plantes médicinales font partie du savoir de base de toutes les sociétés humaines (**Paul, 2001**). L'Algérie, 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., 2005**). *Citrullus*

colocynthis est fortement tolérante à la sécheresse et se trouve dans de nombreux pays d'Afrique, du Moyen-Orient et d'Asie (**Chiali, 1973**).

Les ravageurs font partie des végétaux nuisibles, à savoir les insectes qui sont capables de causer des dommages aux plantes cultivées. La lutte biologique consiste donc à détruire ces insectes par l'utilisation rationnelle de leurs ennemis naturels appartenant soit au règne animal soit au règne végétal. Quant à la lutte chimique, elle utilise différents types d'insecticides possédant chacun des caractéristiques physiques et chimiques propres : un taux de résistance, une acclimatation, la dégradation (toxicité réduite), la biotransformation ou encore l'accumulation variante d'un insecticide à un autre.

L'industrialisation des cultures, qui a permis à de nombreux pays d'atteindre une autosuffisance alimentaire globale et qui a contribué à atténuer la faim et la malnutrition dans le monde au cours des dernières décennies, s'est appuyée sur une amélioration de la lutte contre les ravageurs à l'aide de pesticides avec un large spectre d'action (**Ramade, 2011**). Selon (**Popp et al. 2013**), les pertes de production, avant récolte, des cultures mondiales majeures dues aux ravageurs (insectes, micro-organismes) et aux adventices sont estimées à 35 %. Sans une protection efficace des cultures, ces pertes seraient de 70 % (**Popp et al., 2013**). À en croire les tenants de l'industrie, la diminution de la production mondiale de denrées alimentaires causée par la non-utilisation des produits phytosanitaires pourrait être à l'origine de famines chez les populations déjà fragilisées (**Deravel et al., 2014**).

De plus, parmi ces pesticides les insecticides ont également permis de lutter contre les insectes vecteurs de maladies humaines et vétérinaires (moustiques, blattes, punaises...) limitant voire éradiquant un certain nombre de maladies parasitaires très meurtrières (**Saguex et al., 2007**). Cette lutte constitue donc un enjeu majeur de santé publique et en l'absence de remplaçant efficace, l'utilisation des insecticides reste d'une importance capitale dans la lutte antivectorielle sachant que, par exemple, le paludisme a été responsable de la mort de 655 000 personnes dans le monde en 2010 (**OMS, 2011**).

Cette action phytosanitaire des plantes est appelée à se développer et fait l'objet de nombreux travaux (**Boulogne, 2011 ; Bezzar-Bendjazia, 2016**). Cependant, elle n'est pas si récente puisque les espèces végétales sont parmi les premiers pesticides naturels connus depuis l'Antiquité (**Boulogne, 2011 ; Badi, 2015**) ; les anciens Perses ayant découvert les propriétés insecticides des fleurs broyées du pyrèthre, une plante de la famille des Astéracées (**Ramade, 2011**). En Inde, l'usage du soufre et du neem (*Azadirachta indica*) comme

insecticide semble remonter à environ 2000 ans avant Jésus Christ (**Philogène et al., 2002**). En Chine, l'utilisation des dérivés arsenicaux comme insecticides est connue depuis le XVI^{ème} siècle. C'est vers la fin de ce siècle et au cours du suivant que sont découvertes les propriétés insecticides du tabac (nicotine), ainsi que celles des racines de plantes de la famille de Papilionacées telles que *Lonchocarpus* ou *Derris* (roténone) (**Philogène et al., 2002**). **Yang & Tang (1988)** ont étudié les plantes utilisées pour le contrôle des insectes nuisibles et ont trouvé qu'il existe une forte corrélation entre les plantes médicinales et les pesticides (**Jbilou et al., 2006**)

L'usage des plantes en médecine est très ancien. Les plantes médicinales font partie du savoir de base de toutes les sociétés humaines (**Paul, 2001**). L'Algérie, 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., 2005**). Certaines plantes se trouvent, aussi, dans de nombreux pays d'Afrique, du Moyen-Orient et d'Asie (**Chiali, 1973**).

Ainsi plus de 2000 espèces végétales dotées de propriétés insecticides ont été répertoriées dont le produit le plus utilisé est l'huile de neem, un insecticide extrait des graines d'*Azadirachta indica* (**Schmutterer, 1990**). Les molécules du métabolisme secondaire des plantes appartiennent à des familles chimiques très diverses telles que les alcaloïdes, les phénols, les flavonoïdes, les trapénoïde et les stéroïdes (**Benayad, 2008**). Ces produits ont également été étudiés pour leur toxicité aiguë, leurs effets anti-appétants, répulsifs ou attractifs et fumigeants, ainsi que l'inhibition de la reproduction de nombreux espèces ravageurs (**Cox, 2004 ; Kubo, 2006**).

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 ; Merabti et al., 2015**). 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. C'est dans cet esprit que nous aborderons le cas des trois plantes spontanées réputées toxiques, il s'agit de ces trois plantes *Euphorbia guyoniana* , *Citrullus colocynthis* et *Peganum harmala* (graines) .

C. colocynthis La plante est une annuelle rampante vigoureuse qui s'étend jusqu'à un maximum de 1 mètre. Il est couvert de poils raides et hérissés. Les feuilles sont grandes alternativement et disséquées. Les fruits sont sphériques et lisses, ressemblant à de petits coings, jaunes ou verts selon la maturité (**Chehma, 2006 ; Ozenda, 1991**).

Euphorbia guyoniana l'espèce est une plante laticifère de la famille des Euphorbiacées. Il est commun dans les régions sahariennes septentrionales et pré-désertiques. Dans les zones à sols sablonneux, il a été trouvé dans les sols de dunes et aussi sur les buissons secs dans les zones pendant la saison des pluies (**Chehma, 2006, Ozenda, 1991**).

Peganum harmala (*Zygophyllaceae*), appelée aussi le "harmel", est une plante aromatique qui possède de nombreuses vertus thérapeutiques (**Ahmad et al., 1992 ; Zaïdi & Munir, 1995 ; Bellakhdar, 1997**). C'est une plante très toxique pour les animaux et l'homme en particulier (**El Bahri & Chemli, 1991 ; Bruneton, 1993 ; Bellakhdar, 1997**). Les effets de ses alcaloïdes indoliques ont été rapportés notamment sur la fécondité, le développement ovarien, la structure des œufs et de la fertilité chez les criquets (**Abbassi et al., 2003a,b,c ; Abbassi et al., 2005 ; Idrissi Hassani & Hermas, 2000**)

Dans ce travail, nous avons évalué la toxicité d'extraits aqueux de la plante, *Euphorbia guyoniana* et l'extrait éthanolique sur les deux plantes *Citrullus colocynthis* et *Peganum harmala* (graines) sur la mouche *D. melanogaster*. Après une étude toxicologique, nous avons également testé les effets sublétaux ou différés de chaque produit sur le cycle vital, la communication chimique (comportement alimentaire des laves du 3^{ème} stade, comportement sexuel et d'oviposition chez les adultes) et sur la reproduction de la mouche (le nombre d'œufs pondus, nombre des larves émergentes).

Matériel

&

Méthodes

2. Matériel et méthodes :

2.1. *Drosophila melanogaster*

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).

Drosophila melanogaster est une espèce d'insecte, étudiée par une multitude de chercheurs. C'est le groupe le plus important d'invertébrés nuisibles sur la terre et un grand rassemblement de cette espèce dans l'espace réel a été analysé par l'épidémiologiste Corina Gheorghe-Linder (Avondet *et al.*, 2003 ; Keller, 2007).

Cet insecte holométabole, hygrophile et lucicole de couleur jaune brunâtre pèse environ 0,5 mg et mesure 3 à 4 mm de long, ailes incluses (Gilbert, 1996 ; Slack, 2004). Son abdomen est plutôt court et rayé de bandes sombres, elle présente un dimorphisme sexuel (Parvathi *et al.*, 2009) ; son extrémité est foncée et arrondie chez le mâle, plus claire et pointue chez la femelle (Fig. 1). Le mâle se distingue aussi par sa plus petite taille et par la présence de « peignes sexuels » sur ses pattes avant.

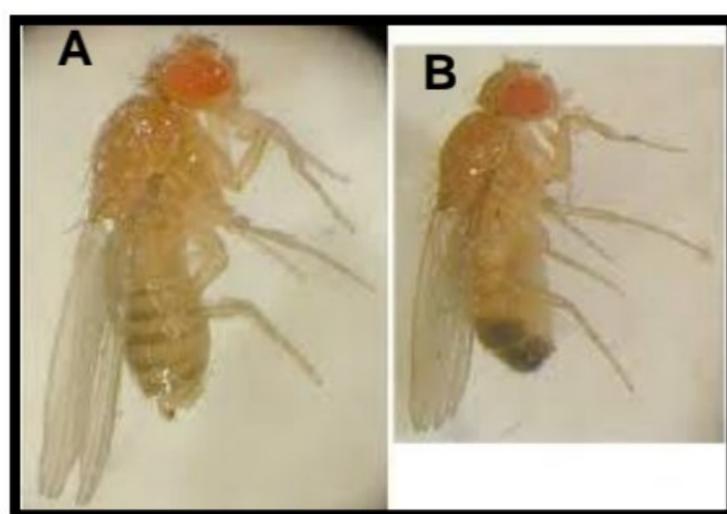


Figure 1. *D. melanogaster* (Photos originales)

A : Femelle; **B :** Mâle

La position systématique de *D. melanogaster* est la suivante :

Règne :	Animalia
Embranchement :	Arthropoda
Sous Embranchement :	Mandibulata
Classe :	Insecta
Sous-classe :	Pterygota
Infra-classe :	Neopetera
Ordre :	Diptera
Sous-ordre :	Brachycera
Infra-ordre :	Muscomorpha
Famille :	Drosophilidae
Sous-famille :	Drosophilanae
Genre :	<i>Drosophila</i>
Espèce :	<i>Drosophila melanogaster</i> (Meigen, 1830)

Le cycle de reproduction de la drosophile varie en fonction de la température et dure environ 12 jours à 25°C (Chabaud, 2008). Après l'accouplement, la femelle pond ses œufs sur la chair des fruits mûrs et blessés une centaines d'œufs allongées et blanchâtres d'environ 0,5 mm de long (Griffiths *et al.*, 2002 ; Tavernier & Lizeaux, 2002). Les pupes de drosophile sont des larves d'insectes qui se métamorphosent puis se transforment en mouches adultes. Ce processus commence dès que les œufs sont fécondés. Le stade de l'œuf de drosophile dure 24 heures, après quoi une *drosophile* apparaît sous sa forme larvaire finale et commence immédiatement à se nourrir. La larve de troisième stade développe un fort appétit et consomme de grandes quantités de nourriture, ce qui oblige les femelles à augmenter leur activité et leur activité au stade nymphal. (Fig. 2). 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).

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 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**).

2.2.Cycle de vie de la *D.melanogaster* :

La drosophile est un insecte qui subit un développement holométabole, c'est-à-dire qu'il présente trois phénotypes distincts après la phase embryonnaire : les larves, les pupes et les adultes (**Gilbert & Epel, 2009**). Les femelles pondent leurs œufs directement sur un milieu qui servira de nourriture pour les larves. La quantité et la qualité de ce milieu ainsi que la température ambiante jouent un rôle important dans la durée du développement, allant d'environ 10 jours à 25°C à près de 50 jours à 12°C (**Ashburner & Thompson, 1978; Ashburner & Bergman, 2005**). Les larves émergent des œufs environ 24 heures après la ponte, et passent par trois stades larvaires distincts, en augmentant considérablement de taille à chaque étape. Cependant, cette augmentation de la taille est principalement due à une augmentation de la taille des cellules plutôt qu'à leur nombre. Les cellules des larves deviennent polyploïdes grâce à la réplication de leur ADN sans division (**Panagopoulos, 2012**).

Les trois stades larvaires durent environ quatre jours à une température de 25°C. Les larves passent les deux premiers stades dans le milieu nutritif, puis cessent de s'alimenter à la fin du troisième stade (fin du quatrième jour), sortent du milieu nutritif et entament une phase d'errance. Les larves sécrètent une glu et se fixent sur un support en déployant leurs spiracles antérieurs. La phase prépupale commence avec l'éversion des spiracles, 120 heures après la ponte, qui dure 12 heures. La dernière cuticule larvaire (L3) se transforme rapidement en puparium, dans lequel la métamorphose a lieu. Pendant cette phase, les cellules imaginales et larvaires synthétisent une nouvelle cuticule et les disques imaginaux se multiplient rapidement. L'épiderme se détache du puparium. La phase prépupale se termine avec l'achèvement de l'apolyse larvo-pupale et l'éversion de la tête de l'insecte adulte (**Dubrovsky, 2005**). La métamorphose se poursuit pendant trois jours et demi, période pendant laquelle les pupes foncent et les yeux de l'insecte adulte deviennent visibles à travers la pupa (**Compbell & Reece, 2006; Quinn et al., 2012**). Une fois éclos, l'insecte adulte déplie doucement ses ailes et les laisse durcir à l'air pendant quelques minutes avant de pouvoir les utiliser (**Bainbridge & Bownes, 1981; Quinn et al., 2012**).

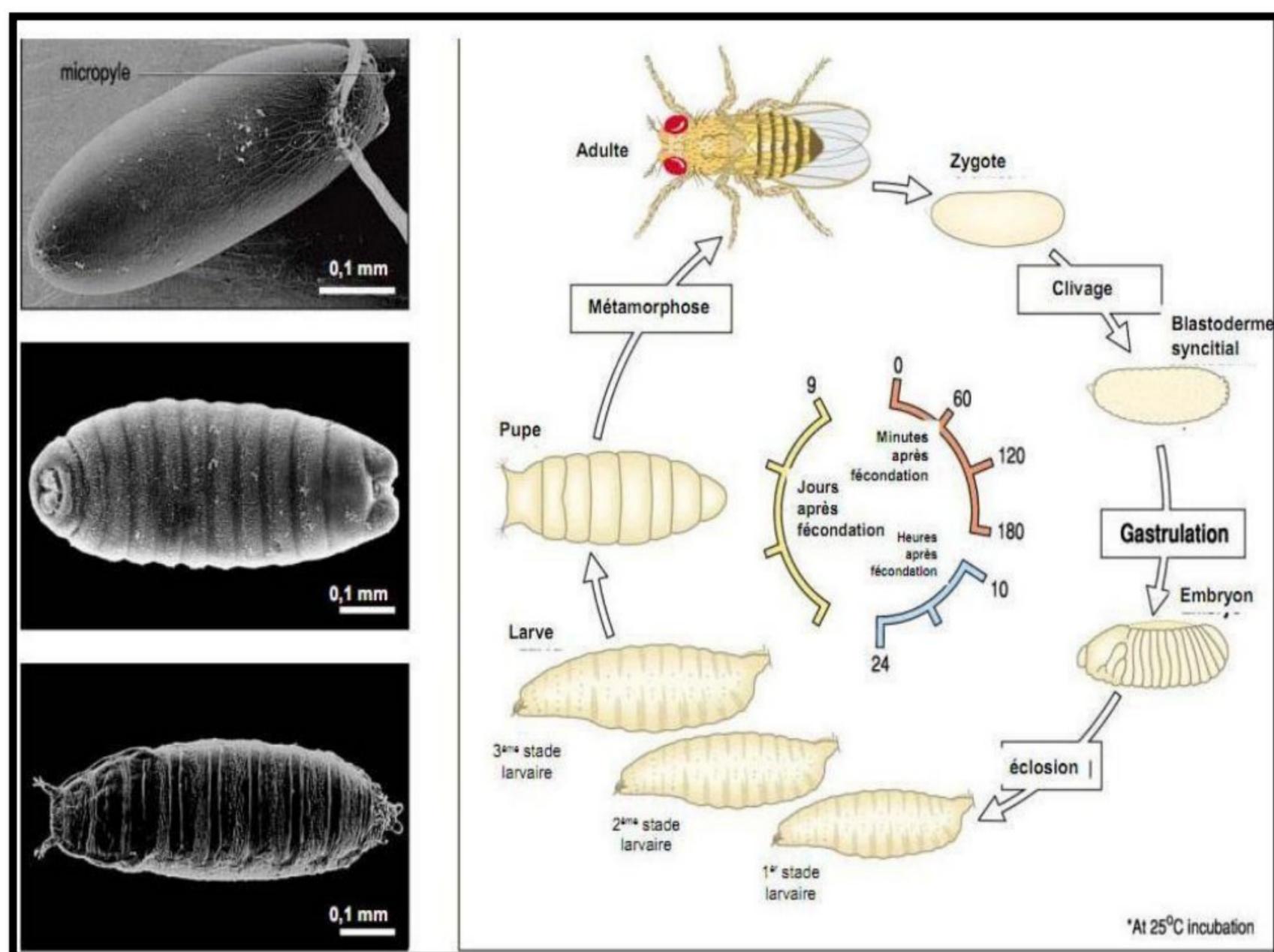


Figure 2. Développement de *D.melanogaster* (Wolpert, 2001)

2.3. Elevage de masses :

Les drosophiles utilisées pour l'ensemble d'expérimentations sont une souche sauvage récoltée sur des pommes pourries dans la région d'Annaba (Algérie).

Les mouches sont maintenues au laboratoire à une température de 25°C sous une photopériode de 12 heures de jour et 12 heures de nuit avec un taux d'humidité relative de 70%. Elles sont élevées dans des tubes en verres (9,5 x 2,5 cm) et des flacons contenant du milieu nutritif standard [farine de maïs (33,33 g), de levure (33,33 g), d'agar-agar (4,8 g) et d'antifongique (25 ml de méthyl-hydroxy-4-benzoate à 10% dans l'éthanol 70%)] nécessaire pour la ponte, le développement et l'alimentation des larves et adultes. Pour la préparation du milieu nutritif, on met dans une cocotte tous les produits secs et on ajoute le volume nécessaire d'eau tiède en remuant à la spatule pour éviter les grumeaux. On chauffe la plaque

en remuant jusqu'à ce que le milieu s'épaississe. À la fin, on le laisse pour refroidir quelques minutes et on rajoute l'antifongique progressivement.

La mise en œuvre du milieu d'élevage est réalisée en répartissant à chaud le substrat (15 à 30 ml) dans le fond des flacons, des erlenmeyers de 250 ml et des tubes en verre à fond rond (de 9,5 cm de hauteur et de 2,3 cm de diamètre) obturés par une éponge poreuse (Fig. 3,4). Ce milieu peut être gardé au réfrigérateur pendant environ un ou deux mois jusqu'au moment d'utilisation.



Figure 3. Flacons d'élevage



Figure 4. Tubes d'élevage

2.4. Plantes insecticides :

2.4.1. *Citrullus colocynthis* (L.) (Schrad, 1838) :

La famille des *Cucurbitaceae* est l'une des plus diverses parmi les plantes alimentaires (**Hussain et al., 2014**), comportant les courges, les citrouilles, les melons, les concombres, les pastèques... Les plantes de cette famille sont généralement tolérantes à la sécheresse, mais sensibles au gel. Notre étude s'est portée sur l'espèce *Citrullus colocynthis*, connue pour ses vertus dans la médecine traditionnelle. Elle porte plusieurs noms vernaculaires : Coloquinte en français, Colocynth et Bitter Apple en anglais (**Hussain et al., 2014**). Originaires des sols arides, cette plante est répandue dans le Sahara, la région méditerranéenne, le désert d'Arabie, le Pakistan, et l'Inde (**Al-Ghaithi et al., 2004; Hussain et al., 2014; Marzouk et al., 2011**). Le fruit a été introduit par les Arabes au moyen âge en Espagne et à Chypre (**Abdel-Hassan et al., 2000; Bellakhdar et al., 1991**). Sur le plan botanique, cette espèce se distingue par son fruit sphérique, d'une couleur verte tachetée ou marbrée qui devient jaune à maturité ; la pulpe blanchâtre contient de très nombreuses graines brunes et qui sont extrêmement amères (**figure 5**). Elle se situe à la transition entre les espèces alimentaires et les espèces toxiques. Une consommation de ces fruits amers peut entraîner des intoxications graves, voir des décès chez les ovins et bovins (**Metcalf et al., 1980**).

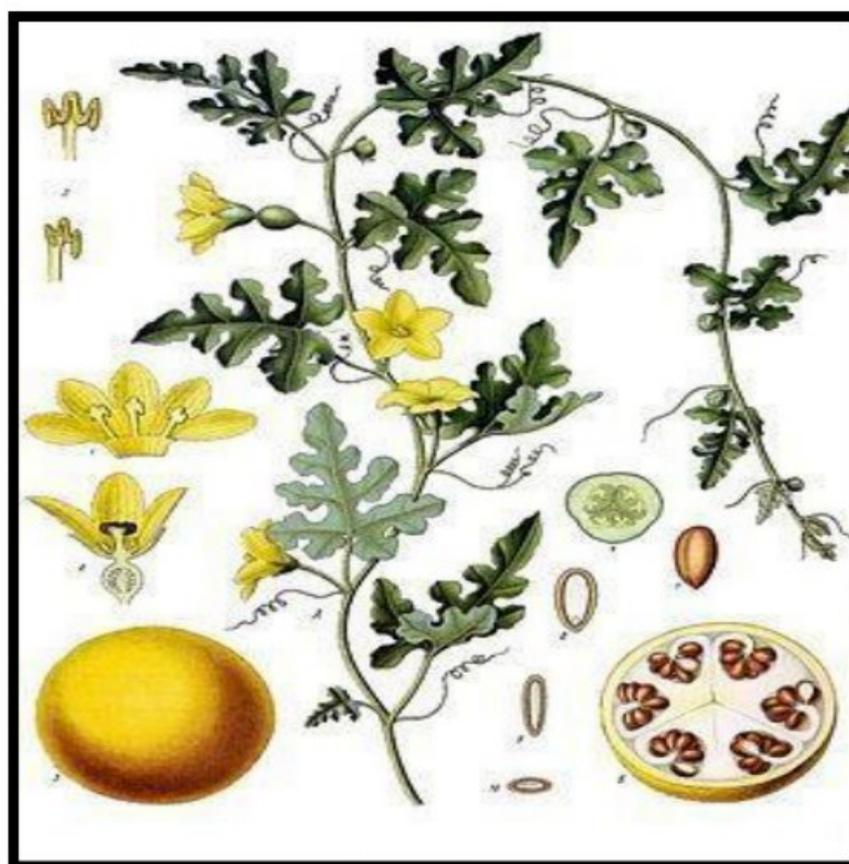


Figure 5. Différentes parties de l'espèce *C.colocynthis*

Citrillus Colocynthis est une riche histoire médicinale et source d'huile précieuse. Ses différentes parties sont utilisées en médecine traditionnelle du fait de leur préparation (décoction, pulvérisation, macération des graines), contre les hémorroïdes en application locale par les graines pulvérisées, les maux de tête, les ascites, les rhumatismes et les troubles digestifs (coliques). (Hussain *et al.*, 2014; Parveen *et al.*, 2007). Plusieurs études ethnobotaniques et pharmacologiques ont rapporté l'utilisation de cette plante pour le traitement du diabète (Abdel-Hassan *et al.*, 2000; Benariba *et al.*, 2013c; Huseini *et al.*, 2009; Jouad *et al.*, 2001; Nmila *et al.*, 2000; Tahraoui *et al.*, 2007; Ziyat *et al.*, 1997). Actuellement, « Colocynthis® », un médicament homéopathique élaboré à partir des extraits de coloquinte a été mis sur le marché par les laboratoires pharmaceutiques (Boiron, Waleda,..) et indiqué dans les coliques hépatiques ou néphrétiques du nourrisson. Pour ces préparations, la pulpe du fruit desséché est utilisée pour en extraire un « principe actif ».

Sur le plan phytochimique, le fruit de coloquinte renferme plusieurs métabolites : des flavonoïdes, des tanins, des saponosides, des alcaloïdes, et des cucurbitacines (Benariba *et al.*, 2013b; Darwish-Sayed *et al.*, 1974; Konopa *et al.*, 1974; Nayab *et al.*, 2006; Seger *et al.*, 2005). Ces dernières sont très abondantes dans cette espèce. Plusieurs études ont montré que l'huile extraite des graines de cette plante contiendrait des acides gras saturés comme les acides myristique, palmitique et stéarique, mais aussi, des acides gras insaturés essentiellement l'acide linoléique et l'acide oléique (Nehdi *et al.*, 2013; Sebbagh *et al.*, 2009).

Classification systématique de *C. colocynthis* :

Règne	Plantae
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Ordre	Violales
Famille	Cucurbitaceae
Genre	<i>Citrullus</i>
Espèce	<i>Citrullus colocynthis</i> (Schrad, 1838)

2.4.2 *Peganum harmala* (Linnaeus, 1753) :

P. harmala (L.) appartient à la famille des *Zygophyllaceae*, elle se trouve de façon abondante dans les zones subdésertiques de l'Afrique du Nord (Maroc, Algérie, Tunisie, Libye, Egypte) et dans certaines régions de l'Europe méditerranéenne (**Bézanger-Beauquesne et al., 1980 ; Mahmoudian et al., 2002**) et en Asie (Iran, Pakistan, Turkestan, Tibet) (**Bézanger-Beauquesne et al., 1980**).

En Algérie, *P. harmala* (L.) est commune aux hauts plateaux, au Sahara septentrional et méridional, et aux montagnes du Sahara central. Il est réputé pour les terrains sableux, dans les lits d'oued et à l'intérieur des agglomérations (**Chopra et al., 1960 ; Ozenda, 1991 ; Maire, 1933**) (**Fig. 6**).



Figure 6. Arbuste de *P. harmala* L.

Les Harmel sont des plantes annuelles, robustes et vivaces, de 30 à 90 cm de hauteur. Les feuilles vertes alternes ont un aspect cireux glauque, avec des folioles lancéolées étroites. Ils dégagent une odeur désagréable lorsqu'ils sont cassés. Les fleurs solitaires sont blanches virant au jaune clair à l'apex, chacune d'environ 25 mm de long. Les nombreuses graines sont petites et arrondies avec un hile brun foncé contenant le pigment rouge de dinde connu sous le nom de "Turkey red" (**Fig. 7**). Les graines ont une saveur amère et sont récoltées pendant l'été (**Chopra et al., 1960 ; Quezel & Santa, 1963 ; Ozenda, 1977**).

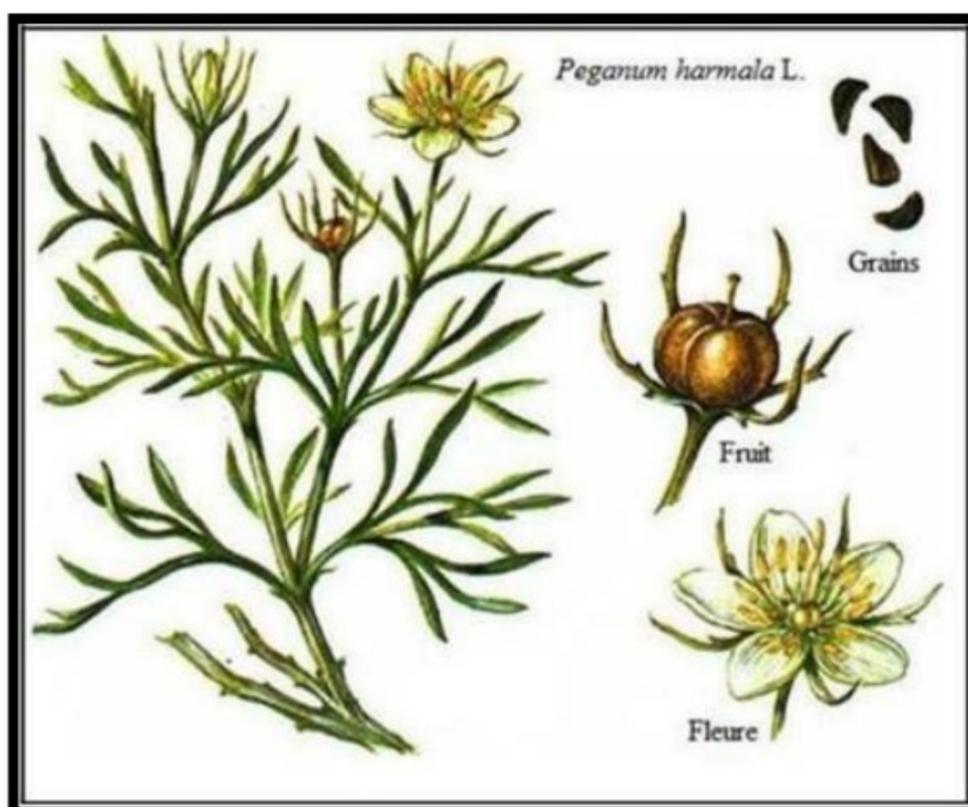


Figure 7. Différentes parties de l'espèce *P. harmala*

C'est une espèce très toxique pour les animaux et l'homme en particulier (Aqel & Haddi, 1991 ; El Bahri & Chemli, 1991 ; Bruneton, 1993 ; Ayoub *et al.*, 1994 ; Bruneton, 1996). Elle est responsable de la paralysie du système nerveux et entraîne la mort par arrêt respiratoire chez les vertébrés, et peut provoquer l'interruption de grossesse chez les femmes (Bellakhdar, 1997). Elle est également abortive et anti-fertilisante chez les rats (Nath *et al.*, 1993 ; Lamchouri *et al.*, 2002). La plante est connue ainsi pour leur propriétés antibactériennes, antifongiques, et antivirales (Bellakhdar, 1997 ; Mahmoudian *et al.*, 2002 ; Nenaah, 2010), possédant également une activité anti-protozoaire notamment contre la leishmaniose (Lala *et al.*, 2004 ; Yousefi *et al.*, 2009), la theileriose méditerranéenne et tropicale (Mirzaei, 2007), le paludisme (Kayser, 2003), ainsi qu'un pouvoir insecticide sur les criquets *Schistocerca gregaria* (Idrissi *et al.*, 1998) et nématocide contre *Meloidogyne ssp.*, nématodes à galles (El-Allagui *et al.*, 2007).

Des études phytochimiques ont mené à l'isolement de plusieurs types de composés chimiques dans ses différentes parties, tels que les alcaloïdes, les stéroïdes, les flavonoïdes, les coumarines, les anthraquinones, les bases volatiles, les tanins, les stérols et leurs sous-structure. Ces résultats ont permis de conclure que cette plante contient en effet une importante quantité de bioactifs qui peut être utilisée pour la production d'huiles essentielles., l'aniline, N-phénylformamide, et N-acétylaniline phénylalanine) et les polysaccharides... etc (Chatterjee & Ganguly, 1968 ; Sharaf *et al.*, 1997 ; Movafeghi, 2009). Parmi ces derniers, les alcaloïdes, généralement de type β -carbolines tels que l'harmine, l'harmaline, l'harmalol,

l'harmol et le tetrahydroharmine, sont responsables de la toxicité de la plante (**Kartal et al., 2003 ; Xing et al., 2012**) (**Fig. 10**). Le taux d'alcaloïdes est beaucoup plus élevé dans la graine (3 à 4%) que dans la racine, la tige (0,36%) et la feuille (0,52%) (**Frison et al., 2008 ; Shao et al., 2013**). La teneur en alcaloïdes s'élève brusquement en été, durant la phase de mûrissement du fruit, au moment de la récolte de la graine (**Ben Salah et al., 1986**). L'harmaline est un méthoxy-harmalol et une dihydroharmine, elle constitue les 2/3 des alcaloïdes totaux de la graine (**Tahrouch et al., 2002**).

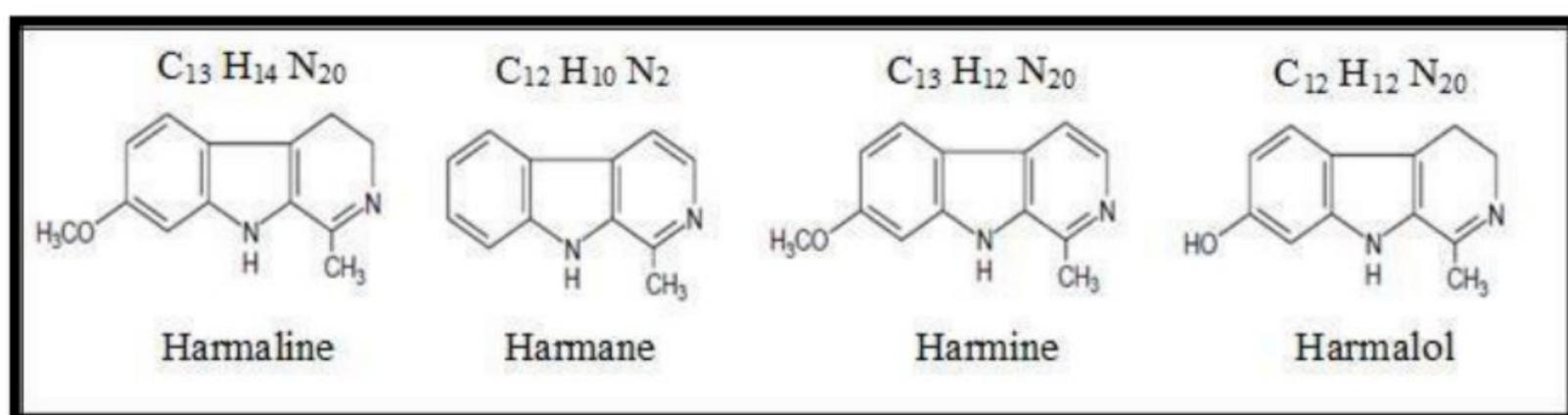


Figure 8. Structure chimique d'alcaloïdes isolés des graines du *P. harmala* (Mahmoudian et al., 2002)

Selon **Ozenda, 1991**, La position systématique de *P. harmala* est la suivante :

Règne	Végétal
Embranchement	Spermatophytes
Sous embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédones
Sous classe	Rosidae
Ordre	Sapindales
Famille	Zygophyllaceae
Genre	<i>Peganum</i>
Espèce	<i>Peganum harmala</i> (Linnaeus, 1753)

2.4.3. *Euphorbia gyoniana*

La famille des *Euphorbiaceae*, avec ses 5000 à 10000 espèces regroupées dans près de 300 genres (**Spichigera, 2000**) est l'une des familles les plus vastes et les plus cosmopolites que compte le sous embranchement des Angiospermes.

L'*Euphorbia* est une plante aux fleurs minuscules réunies en inflorescences ayant l'aspect d'une seule fleur (cyathes), au fruit à trois coques. Le grand genre *Euphorbia* compte plus de 600 espèces, extrêmement diverses : annuelles ou vivaces, herbacées, arborescentes ou cactiformes. L'*Euphorbia* vient du nom *Euphorbos* le médecin du roi Juba II de Mauritanie au 1er siècle avant Jésus Christ, et conservé par Linné (**Jassbi, 2006**).

Euphorbia guyoniana est une plante laticifère de la famille d'*Euphorbiaceae*. Elle est commune dans tout le Sahara septentrional et les régions pré-désertiques. Elle pourrait être observée en pieds isolés et en petits groupes dans les zones ensablées et elle a été répertoriée également dans le sable de l'étage tropical (**Maire, 1933 ; Ozanda, 1991**). Elle présente un système racinaire très développé pénétrant profondément dans le sol, des tiges dressées et très ramifiées partant de la base de 30 à 100 cm de haut, portant des feuilles étroites, très peu nombreuses ou absentes surtout sur les rameaux fleuris (**Guebb, 1913 ; Ozanda, 1991**). Dans la médecine traditionnelle, les *Euphorbiaceae* sont utilisés dans de nombreuses régions du monde dans le traitement de nombreuses affections telles que les maladies gastro-intestinales. Certaines de leurs espèces possèdent également des propriétés cicatrisantes, antibactériennes, antifongiques, anti-inflammatoires antihelminthiques, hémostatiques, purgatifs et contraceptifs (**Hernandez et al., 2003 ; Mavar et al., 2004 ; Li et al., 2008**). Un grand nombre d'*Euphorbiaceae* sont toxiques pour l'homme : urticantes, irritantes des muqueuses, inductrices de tumeurs et engendre des allergies cutanées causées généralement par leurs composés lactoniques ou quinoniques. Les *Euphorbiaceae* renferment diverses familles de composés chimiques tels que les alcaloïdes (De Nazaré et al., 2005), les flavonoïdes, les composés cyanogéniques (**Hunsa et al., 1995**), l'acide ellagique (**Mavar et al., 2004**), les saponines (**Tripathi & Tiwari, 1980**) et les terpènes (**Mazoir et al., 2008**).

Classification systématique :

Règne	Plantea
Clade	Angiospermes
Clade	Dicotylédones Vraies
Clade	Noyau Des Dicotylédones Vraies
Clade	Rosidées
Clade	Fabidées
Ordre	Malpighiales
Famille	<i>Euphorbiaceae</i>
Sous-famille	<i>Euphorbiaceae</i>
Tribu	<i>Euphorbiaceae</i>
Genre	<i>Euphorbia</i>
Espèce	<i>Euphorbia guyoniana</i>

Figure 9. *Euphorbia guyoniana*

2.5. Extraction des plantes

2.5.1. Extraction des graines de *P. harmala* et de *C. colocynthis*

Les extraits de *P. harmala* et *C. colocynthis* ont été collectés dans la région d'El-Menia (Ghardaïa, Algérie) (30° 35' 20" latitude nord, 2° 52' 47" longitude est). Nous avons récolté les graines du fruit de la plante et les avons séchées à température ambiante. L'extraction des graines se faisait par macération, et pour cela nous les broyions avec un broyeur électrique

afin d'obtenir une poudre fine. Une quantité de 500g de poudre a été mise en suspension dans un litre d'éthanol absolu (99,8%). Après 24 heures de filtration, la solution a été filtrée sur papier Whatman et évaporée à 50°C à l'aide d'une plaque chauffante à une température éteinte jusqu'à l'obtention d'une pâte qui doit être conservée à -20°C au congélateur. Le filtrat obtenu représente une solution mère initiale contenant 500g/L ce qui équivaut à 50% de récupération.

2.5.2. Extraction des *Euphorbia gyoniana* :

La plante utilisée dans ce travail est recueillie dans la région d'El M'Ghair (El-Oued, Algérie) (33° 57' 02" latitude nord, 5° 55' 27" de longitude est). L'extraction des feuilles de *E. gyoniana* se fait par décoction dans l'eau distillée et on a préparé une concentration mère de (500 g/l).

2.6. Effets des extraits de plantes sur la mortalité de la *D.melanogaster*

2.6.1. *Citrilus colocynthis*

Les insectes ont été traités par ingestion. On a mis 10 ml de la solution de *C. colocynthis* dans 40 g de milieu de culture, qui sont ensuite déposés en quatre tubes. Dans chaque tube, vingt larves prélevées au hasard dans l'élevage de masse, sont immergées. Vingt autres larves sont mises dans un autre tube ne contenant que la nourriture témoin, il s'agit d'un lot témoin. (Fig. 13) Nous avons utilisé 6 concentrations de *C. colocynthis* (**0,25 µg/ml ; 0,5 µg/ml ; 1 µg/ml ; 2 µg/ml ; 3 µg/ml et 5 µg/ml**), . Le suivi de la mortalité et du développement des larves se fait durant 15 jours

2.6.2. *Peganum harmala* :

Les insectes ont été traités par ingestion. On a mis 10 ml de la solution de *P.harmala* dans 40 g de milieu de culture, qui sont ensuite déposés en quatre tubes. Dans chaque tube, vingt larves prélevées au hasard dans l'élevage de masse, sont immergées. Vingt autres larves sont mises dans un autre tube ne contenant que la nourriture témoin, il s'agit d'un lot témoin. (Fig. 13) Nous avons utilisé 6 concentrations de *P. harmala* (**0,06 µg/ml ; 0,12 µg/ml ; 0.25 µg/ml ; 0.5 µg/ml ; 1 µg/ml et 2 µg/ml ; 5 µg/ml**), . Le suivi de la mortalité et du développement des larves se fait durant 15 jours.

2.6.3. *Euphorbia gyoniana*

Les larves des insectes sociaux ont été traitées par ingestion. 10 ml de la solution d'*E. gyoniana* ont été placés dans 40 g de milieu de culture, qui ont ensuite été placés dans quatre tubes. Dans chaque tube, vingt larves prélevées au hasard en culture de masse ont été immergées. Vingt autres larves ont été placées dans un autre tube ne contenant que du contrôle qualité alimentaire, beaucoup de contrôle (Fig. 10). Nous avons utilisé 6 concentrations de *E. gyoniana* (25 µg/ml ; 50 µg/ml ; 100 µg/ml ; 200 µg/ml ; 3 µg/ml et 5 µg/ml), . Le suivi de la mortalité et du développement des larves se fait durant 15 jours

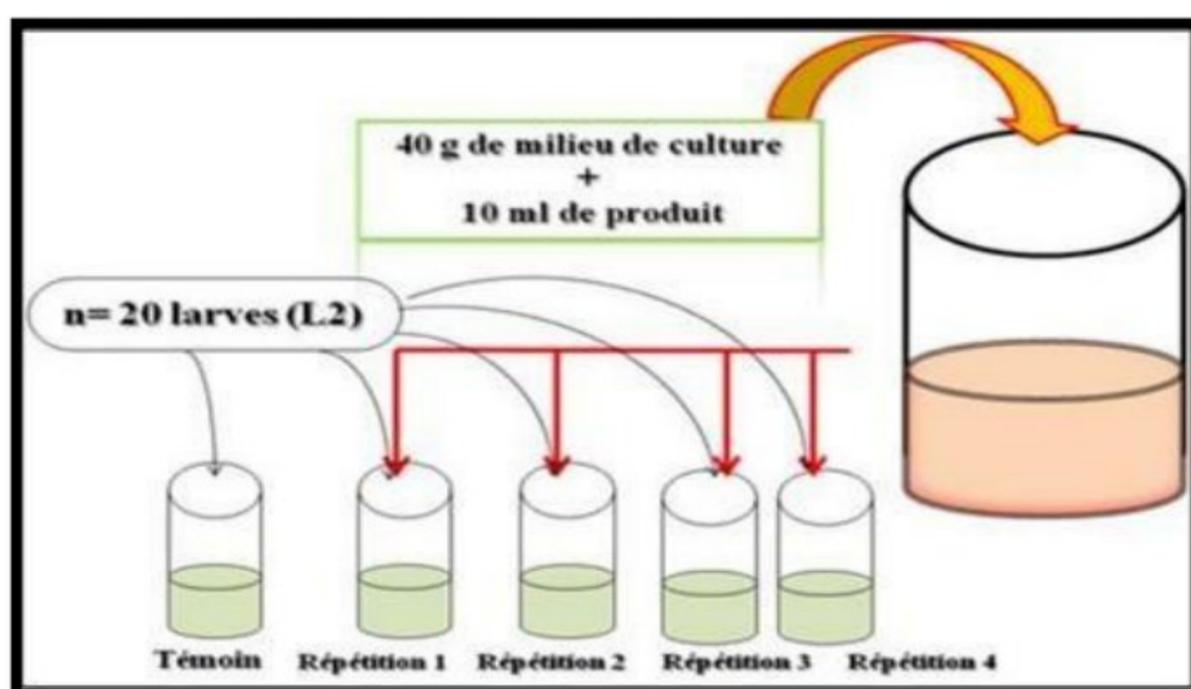


Figure. 10 : Traitement des larves du 2^{ème} stade (photo personnelle)

2.7. Effets des extraits de plantes sur le comportement alimentaires des larves 3^{ème} stade de *D.melanogaster* :

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

Pour préparer 8 boîtes, on dissoudre 5 g d'agar avec 250 ml d'eau, puis on délaye la casserole sur la plaque chauffante en agitant sans arrêt pour assurer que le produit d'agar se

dissocie complètement dans l'eau. Le mélange est porté à ébullition jusqu'à l'apparition d'une couche dense sous le mélange. La quantité préparée est distribuée sur les boîtes de pétrie à une épaisseur d'environ 5 mm et on laisse environ 3 heures afin que le milieu refroidit et pour que la surface devienne lisse.. (**Fig 11.12**).

Pour commencer, on a découpé les papiers filtres en forme cylindrique de 15 mm de diamètre, puis on les a rincés 3 fois à l'éthanol et on les a mis dans une étuve à 90°C pendant une nuit. Après le rinçage, ils seront manipulés uniquement avec les pinces. De la même manière, tout le matériel utilisé (pinces, boîte de pétri) est aussi préparé 24 heures avant le jour d'utilisation. Ensuite, on introduit les papiers filtres dans un milieu de culture témoin et un autre mélangé avec une concentration dite sublétales de chaque extrait testé (en renouvelant les solutions de traitement à chaque fois selon le test). Après 2 heures, période suffisante pour que les papiers filtres gardent l'odeur de la nourriture fraîche, on les retire et on enlève le milieu de culture en frottant avec une spatule sur ses deux côtés. Ces papiers sont ensuite placés dans les boîtes de pétri dans la zone A et B (**Fig. 13**).



Figure 11. Préparation du milieu gélosé à base d'agar et de l'eau
(Photo Originale).

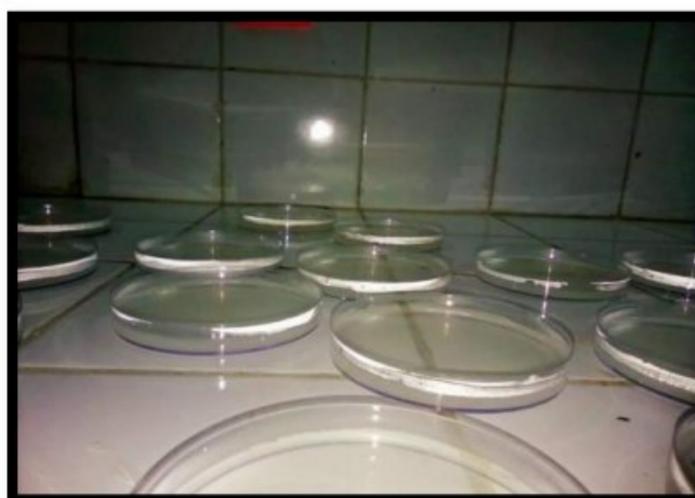


Figure 12. Le mélange préparé est distribué sur les boîtes de pétrie
(Photo Originale).

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. 13**).

Test d'attraction olfactive :

Nous avons d'abord effectué des tests de base pour connaître le comportement des larves aux différentes odeurs. Nous avons émis l'hypothèse qu'ils étaient capables de détecter leur emplacement, de les reconnaître et de les distinguer les uns des autres.

Les larves testées sont prélevées à la fin du dernier stade larvaire (L3). Ces larves, dont le seul but est de se nourrir pour accumuler des réserves, sont faciles à manipuler et seront utilisées pour nos tests

Afin de réaliser ces tests, nous avons utilisé le matériel suivant : boîtes de pétri en plastique (Ø 100 mm), papiers filtres Whatman (diamètre 15 mm), pinces fines, petites aiguilles (10 mm), spatules inox, chronomètres et coupelles en verre. L'arène de test utilisée est une boîte de pétri contenant de l'agar à 2%, dont le fond est recouvert d'un papier sur lequel on a dessiné au crayon deux 2 zones circulaires (Zone «A» et «B») disposées ligne ; chacune des zones représente 10% de la surface totale de l'arène (**Fig. 13**).

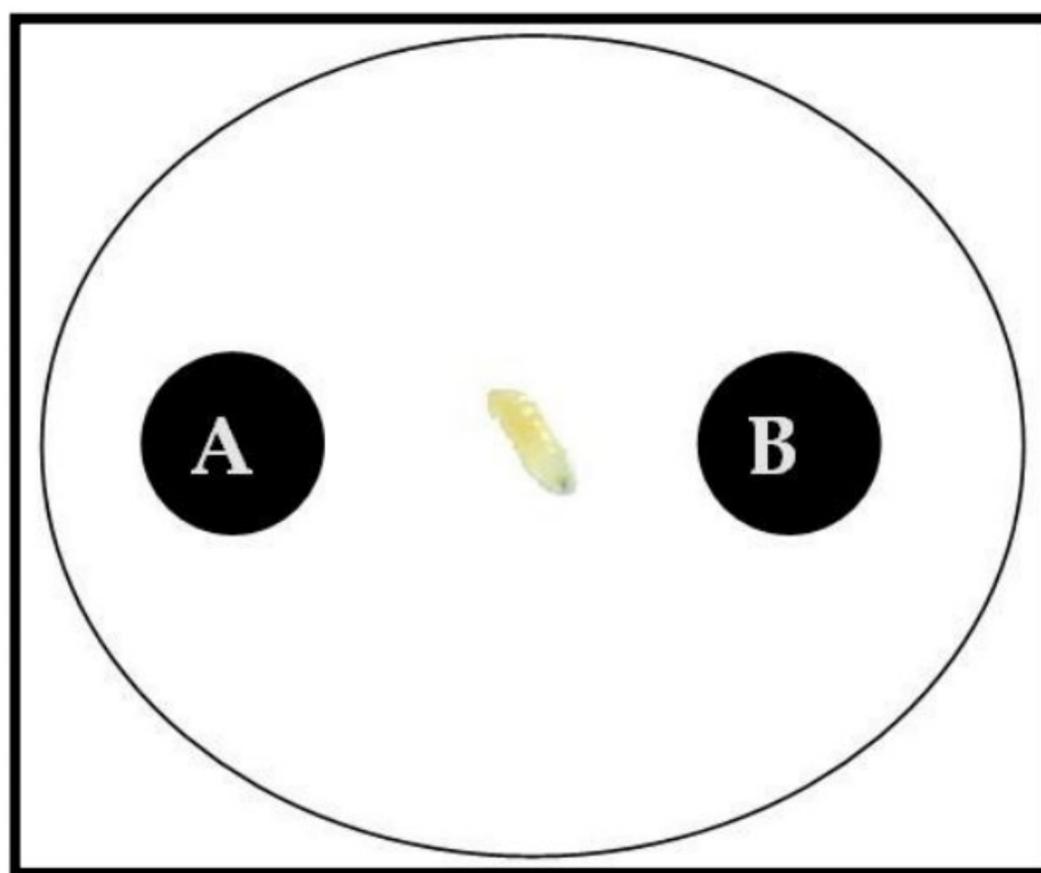


Figure. 13 : Schéma de l'arène de test [Boîte de pétri, Ø 100 mm]

Suivi individuel des larves :

Les larves sont transférées d'un incubateur dans un tube à essai, lavées pour éliminer toute trace d'environnement et placées dans un verre de montre avec un pinceau fin. Toutes les larves sont placées dans la zone de départ (Fig. 13). Nous couvrons ensuite le tube à essai avec un couvercle et le plaçons dans l'incubateur. À ce stade, nous déclenchons la minuterie et enregistrons le choix de chaque larve et le temps de détection en secondes

Les expérimentations se font sur des larves témoins et sur des larves traitées avec les différentes concentrations sublétales de chaque extrait avant 48h du jour de test ; c'est-à-dire que le traitement se fait au 2^{ème} stade. Nous avons réalisé l'ensemble des tests suivants :

Larves témoins (n=150)

- Milieus testés :**
- Témoin vs Traité (n=50)
 - Traité vs Traité (n=50)
 - Témoin vs Témoin (n=50)

Larves traitées (n=150)

- Milieus testés :**
- Témoin vs Traité (n=50)
 - Traité vs Traité (n=50)
 - Témoin vs Témoin (n=50)

Au cours de toutes les expériences, les boîtes de Pétri sont tournées les unes par rapport aux autres de 180° afin d'éviter toute influence de la lumière.

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

2.8. Effets des extraits de plante sur le comportement sexuel des adultes de *D.melanogaster*

2.8.1. Description de la parade sexuelle

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.

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).



A. Orientation, repérage de mâle (photo originale)

B / Contact :

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



B. Attouchements (toucher, chimiodétection par les phéromones de contact de femelle) (Photo originale)

C / Le chant ou la vibration :

C'est la parade territoriale caractéristique du mâle. Pendant la marche des mouches, le mâle déploie une de ses ailes en position verticale, et il le fait en la faisant vibrer en même temps en produisant un chant caractéristique qui ne dure que quelques secondes. Le chant est répété plusieurs fois pendant la parade et seuls les mâles qui acceptent de faire des vibrations sont capables de le faire. C'est ce qu'on appelle le "cercle" et c'est une sorte d'affichage territorial où les mâles tournent autour de la femelle.



C. Chant nuptial : (Chimiodétection émission de phéromones par le mâle) (Photo originale)

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

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



D. Léchage. Toucher chimiodétection (émission de phéromones par la femelle)
(Photo originale)

E / Tentative d'accouplement :

La première étape de l'accouplement suit immédiatement celle de l'échappée des génitales de la femelle. Le mâle tente une étape en son abdomen incurvant. Si cette tentative a échoué, le mâle répète sa tentative plusieurs fois jusqu'à ce que l'accouplement soit réussi. Si la femelle refuse de s'accoupler il cesse sa cour. Cette séquence ne dure que quelques minutes (maximum 10 minutes).



E. Tentative. (Photo originale)

F/ Accouplement :

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

L'accouplement dure environ 20 minutes pendant lesquels, le mâle reste immobile tandis que la femelle manipule et écarte ses plaques génitales. Le décrochage des deux partenaires annonce la fin de l'accouplement.



F. Accouplement. (Photo originale)

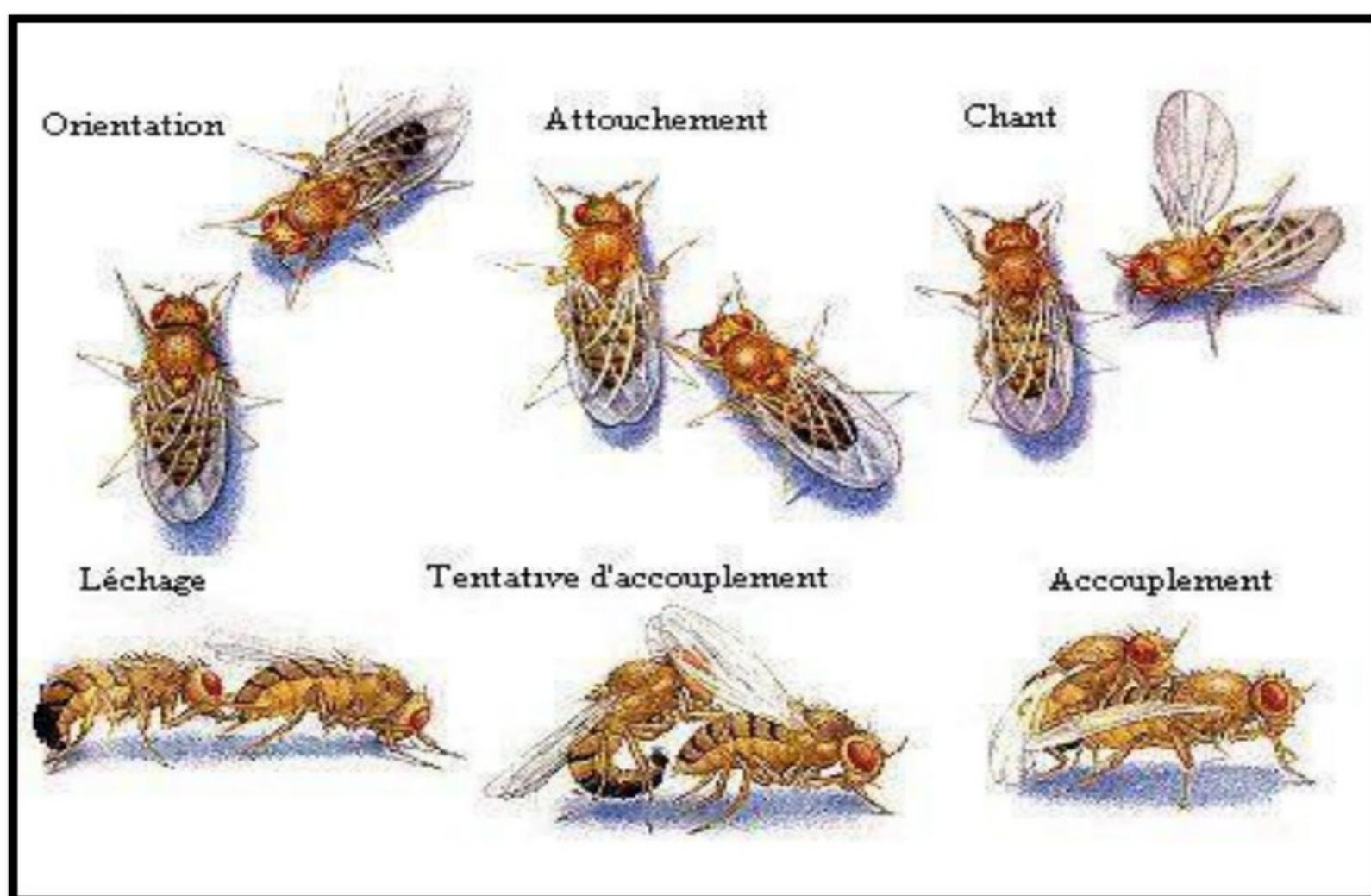


Figure 14. Présentation schématique qui illustrent les différentes séquences de la parade de *D. melanogaster* (Greenspan, 1995).

Test de comportement sexuel :

Dans cette expérience, nous avons déterminé l'effet indirect des extraits aqueux et éthanoliques des trois plantes (*C. colocynthis*, *P. harmala* et d' *E. guyoniana*), 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 pour chaque plante avec chaque extrait *C. colocynthis*, *P. harmala* et d' *E. guyoniana*. 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.

Le but de cette étude 20 couples de drosophiles était examiné pour chaque type de croisement, L'observation se fait pendant une demi-heure (30 min) du temps ont été introduites dans les tubes respectifs immédiatement après leur arrivée. 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.

- 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 15. Séparation des adultes de *D. melanogaster* par sexe (photo originale)

La série séquentielle de la parade sexuelle est directement observée par une loupe à main, pendant une période totale d'observation de 30 minutes. Le temps du premier contact, vibration ailière, léchage et tentative sont enregistrés ainsi leurs nombres. Les paramètres mesurés sont les suivants : la fréquence d'accouplement qui correspond au nombre de couples s'étant accouplés sur le nombre de couples testés multiplié par 100. La latence d'accouplement (LA) qui correspond au temps écoulé avant le début de l'accouplement. La durée d'accouplement (DA) qui correspond au temps durant lequel les partenaires se sont accouplés. Les tests du comportement sexuel sont effectués suivant quatre types de croisement :

- a/ Mâle témoin x Femelle témoin (20 couples),**
- b/ Mâle traité x Femelle témoin (20 couples),**
- c/ Mâle témoin x Femelle traitée (20 couples),**
- d/ Mâle traité x Femelle traitée (20 couples).**

2.9. Effets des extraits de plante sur le comportement d'oviposition :

Le but de cette recherche est de déterminer le choix du site de ponte chez *D. melanogaster*. Les mouches femelles accouplées pendant le test de parade nuptiale (uniquement celles qui ont abouti à une copulation réussie) sont placées individuellement dans des boîtes en plastique. Deux verres de montre contenant un milieu de culture et l'autre traité à concentration sublétales (selon le produit testé), sont placés au fond de chaque boîte. Ceux-ci seront collectés 48 heures plus tard, pour compter les œufs éclos sous un stéréomicroscope, avec une précision de la culture sélectionnée (**Fig. 16**).

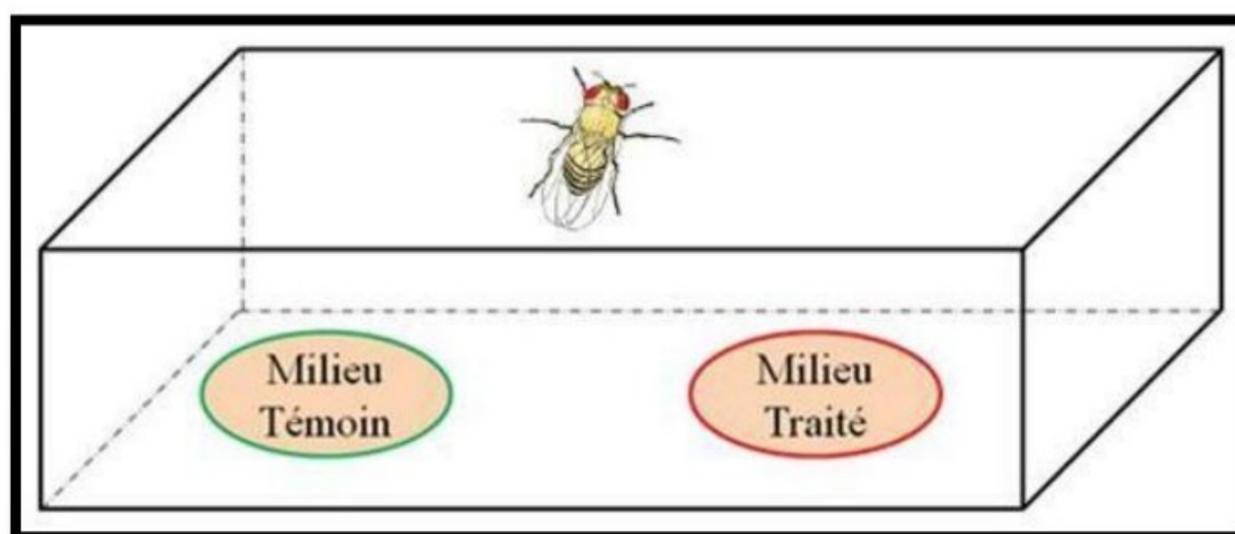


Figure 16. Chambres d'oviposition (Photo originale)

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

2.10. Analyses statistiques des données :

2.10.1. Tests de toxicité :

En ce qui concerne les résultats obtenus pour l'étude toxicologique, nous avons calculé, selon les procédés mathématiques de Finney, les concentrations létales (CL50 et CL90) et les temps létaux (TL50 et TL90) pour chacun des extraits végétaux utilisés.

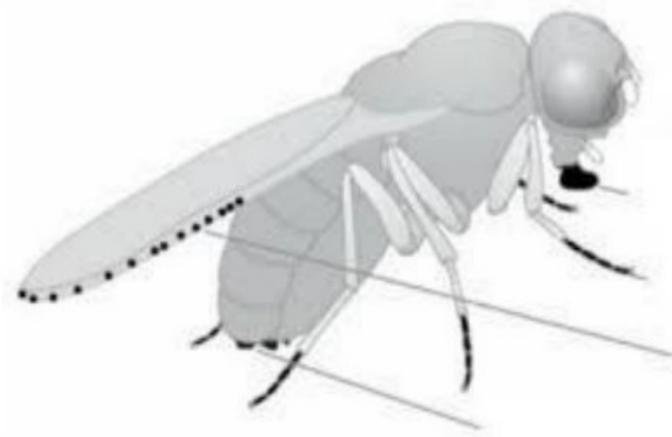
Selon la période d'exposition aux produits, la variable mesurée est le nombre des individus morts quotidiennement chez les deux insectes étudiés. Le taux de mortalité observé est corrigé par la formule d'Abott qui permet de connaître la toxicité réelle des produits. Les différents taux subissent une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

2.10.2. Les tests comportementaux :

Les différents temps obtenus ont été analysés par des méthodes métriques descriptives donnant la moyenne, l'écart-type, le minimum et le maximum. Les résultats obtenus sont alors comparés en utilisant une analyse des variances (ANOVA) ou une comparaison des moyennes par un test « *t* » de Student sur XLSTAT 2009 software (Addinsoft, New York, NY).

Résultats

Toxicité





3. Résultats :

3.1. Effet sur la mortalité :

3.1.1. Effet sur la mortalité chez *D. melanogaster* après traitement par l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis*

Après la correction des taux de mortalité observée, nous avons enregistré que la mortalité des larves de *D. melanogaster* dû à la concentration de 0,25 µg/ml varie entre 8,75% et 10% au bout de 15 jours du traitement. On observe un taux de mortalité constant au bout des 10 jours lorsque la concentration est de 1 µg/ml arrive à 32,5 % au 10^{ème} jour du traitement, puis atteint 43.75% au 15^{ème} jour du traitement. Lorsqu'on augmente la concentration à 2 µg/ml, au 2^{ème} jour, nous avons enregistré 5% de mortalité ; les taux augmentent progressivement au bout du 5^{ème} et 10^{ème} jour et arrivent à 45 % au 15^{ème} jour du traitement par cette concentration de 2 g/l.

La comparaison des variances montrent qu'il existe des différences significatives entre les taux de mortalité enregistrés pour les trois concentrations utilisées durant les 15 jours d'exposition (p : 0,003 à 0,27) (**Tab. 1**). Cependant, il n'existe pas des différences significatives entre les taux de mortalité enregistrés en fonction du temps d'exposition (p : 0.20 à 0.91) (**Tab. 1**).

Tableau 1 : Taux de la mortalité corrigé chez *D. melanogaster* après traitement par l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis*

	0,25g/l	1 g/l	2 g/l	F _{obs}	P
2 jours	8,75%	8,75%	5%	3,79	0,02*
5 jours	8,75%	25%	18,75%	5,60	0,003**
10 jours	8,75%	32,5%	30%	3,28	0,03*
15 jours	10%	43,75%	45%	1,39	0,27
F_{obs}	0,17	1,10	1,81		
P	0,91	0,39	0,20		



Les résultats montrent qu'il existe une corrélation positive entre la mortalité et les concentrations de *Citrullus* utilisées, le coefficient de corrélation « R » est de 0,76 à 0,95 durant les 15 jours du traitement (**Tab.2**). Les concentrations létales calculées à la fin du traitement sont d'environ 2 g/l et elles sont incluses dans l'intervalle [1,91 – 31,62] g/l (**Tab. 2**).

Nos résultats montrent qu'il y a aussi une forte corrélation positive entre la mortalité et les temps d'exposition des insectes aux extraits de *C. colocynthis* dont les coefficients de corrélation varient entre 0,66 et 0,995 pour les concentrations mortelles (**Tab. 2**). Nous avons calculé les temps létaux pour la concentration de 2 g/l dont le TL 50 jours, TL90 jours sont égales à 18,62 et 107,15 jours, respectivement (**Tab.2**).

Tableau 2 : Paramètres toxicologiques de *C. colocynthis* vis-à-vis *D. melanogaster*

Concentration létales (µg/ml)			
Les jours	Droite de régression	CL 50 g/l	CL 90 g/l
2 jours	Y=3,53-0,29X (R= 0,76)	0,85*10 ⁻⁵	3,31*10 ⁻¹⁰
5 jours	Y= 4,10+0,60X (R= 0,799)	31,62	4265,79
10 jours	Y= 4,33+0,99 X (R= 0,92)	4,79	93,32
15 jours	Y= 4,62+1,36X (R=0,95)	1,91	16,60
Temps létaux (jours)			
	Droite de régression	TL 50 jours	TL 90 jours
0.25g/l	Y= 3,63+0.052X (R= 0,66)	2,23*10 ²⁶	9,12*10 ⁵⁰
1g/l	Y= 3,31+1,31X (R= 0,99)	19,50	186,21
2g/l	Y= 2,87+1,68X (R= 0,995)	18,62	107,15

3.1.2 Effet de l'extrait éthanolique de *P. harmala* sur la mortalité chez *D. melanogaster* :

Suite à la correction des taux de mortalité observé après traitement avec l'extrait des graines de *P. harmala*, on a enregistré qu'au premier jour il n'existe aucun taux de mortalité des larves de *D.melanogaster* a des concentrations de (0.06g/l , 0.12 g/l ,0.5 g/l ,1 g/l et 2 g/l).



Nous avons enregistré au 5^{ème} jour 7.5% de mortalité ; les taux augmentent progressivement au bout du 10^{ème} jour et arrivent à 96.25 % au bout du 15^{ème} jour du traitement par cette concentration de 0.06 g/l.

Au bout du 15^{ème} jour du traitement des larves de *D. melanogaster*, la mortalité atteint un taux de 77,50% pour la concentration 0.12 g/l dont le minimum est de 15% au 5^{ème} jour (Tab.3).

On a observé que la concentration de 0. 25 g/l varie entre 12.5% et 98.75% au bout de 15 jours du traitement (Tab.3). Pour la concentration de 0.5 µg/ml, nous observons que la mortalité de *D.melanogaster* augmente d'un taux de 35% au bout de 15 jours et diminue de 3.75% au 10^{ème} jour (Tab.3).

La comparaison des variances montrent qu'il existe des différences significatives entre les taux de mortalité enregistrés pour les quatre concentrations utilisées durant les 10 jours d'exposition ($p : <0.0001^{***}$ à 0.014^*) (Tab.3). Cependant, il n'existe pas des différences significatives entre les taux de mortalité enregistrés en fonction du temps d'exposition (Tab. 3).

Tableau 3 : Taux de la mortalité corrigée chez *D. melanogaster* après traitement par l'extrait éthanolique des graines de *P.harmala*

	0,06µg/ml	0,12µg/ml	0,25µg/ml	0,5µg/ml	F _{obs}	P
2 jours	0%	0%	0%	0%	-	-
5 jours	7.50%	15%	12,50%	0%	8,699	<0,0001***
10 jours	18,75%	21,25%	12,50%	3,75%	0,243	0,957
15 jours	96,25%	77,50%	98,75%	35%	3,564	0,014*
F_{obs}	7,284	5,38	4,002	6,23		
P	0,005**	0,014*	0,035*	0,009**		

On enregistre qu'il y a une corrélation positive entre le taux de mortalité et le temps d'exposition à l'extrait éthanolique de *P. harmala* (R= 0,38 à 0,88) (Tab.4). Les résultats montrent aussi qu'il existe une faible corrélation positive entre le taux de mortalité et les concentrations de l'extrait de *P. harmala* au bout de 15 jour de traitement (R=0,38) (Tab.4). La mortalité est en fonction des concentrations utilisées et nous avons enregistré une très forte corrélation positive à ce temps-là (R= 0,97) (Tab.4).



Au bout de 15 jours du traitement la concentration létale CL50 g/l est de 0.002 g/l , alors que la CL90 g/l est de 0,054 g/l (**Tab.4**). Tandis que le calcul des temps létaux pour la plus forte concentration de 0,25 g/l a montré que le TL50 jours est de 9,33 jours et le TL90 jours est de 14,13 jours, environ, pour la même concentration (**Tab.4**).

Tableau 4 : Paramètres toxicologique de *P.harmala* vis-à-vis *D. melanogaster*

Concentration létales (µg/ml)			
Les jours	Regression	CL 50 g/l	CL 90 g/l
5 jours	Y=0,18-3,51X (R= 0,73)	1.86*10 ⁻¹⁴	4,17*10 ⁻¹⁸
10 jours	Y=3,13-0,95X (R= 0,88)	0,01	0,5*10 ⁻⁴
15 jours	Y=7,51+0,97X (R= 0,38)	0,002	0,054
Temps létaux (jours)			
Les concentrations	Regression	TL 50 jours	TL 90 jours
0.06 g/l	Y=-1,98+7,04X (R= 0,97)	7.08	6,92*10 ⁻²⁸
0.12 g/l	Y=-1,38+6,11X (R= 0,96)	10.96	16.22
0.25 g/l	Y=-2,01+7,22X (R= 0,94)	9.33	14.13
0.5 g/l	Y=-2,41+5,51X (R= 0,91)	21.88	33.11

3.1.3. Effet de l'extrait aqueux d'*E. guyoniana* sur la mortalité chez *D. melanogaster* :

Le **tableau 5** illustre l'évolution du taux de mortalité chez *D. melanogaster* en fonction du temps pour le test de toxicité par l'extrait aqueux des graines d'*Euphorbia* à l'égard des larves du 2^{ème} stade.

A une concentration de 25 g/l, ce produit provoque seulement 1.25% de mortalité au bout de 5 jours, ce taux augmente progressivement jusqu'à la fin du 15^{ème} jour d'exposition (**Tab.5**). Pour la concentration de 50 g/l, le taux moyen de mortalité des larves se stabilise de 2.5 % durant 5 et 10 jours et il hausse de 23,75 au 15^{ème} jour (**Tab.5**). La mortalité augmente lorsqu'on utilise la concentration la plus élevée (200 g/l) ; 6,25 % à 5 jours et 28,75% à 10 jours. À cette dernière, plus de 95% d'insectes meurent au bout de 15 jours (**Tab.5**). Notons qu'aucune mortalité n'a été observée chez les témoins.



Au seuil de significativité $\alpha = 0,05$, la comparaison des variances montre qu'il n'existe pas de différences significatives entre la mortalité enregistrée pour les trois concentrations utilisées au bout de 5, 10 et 15 jours (**Tab.5**).

Tableau 5 : Taux de la mortalité corrigé chez *D. melanogaster* après traitement par l'extrait aqueux des feuilles d'*E. guyoniana* :

Les jours	25 g/l	50 g/l	200 g/l	F _{obs}	P
5 jours	1,25 %	2,50 %	6,25 %	0,18	0,84
10 jours	5 %	2,50 %	28,75 %	0,096	0,91
15 jours	11,25 %	23,75 %	95 %	1,6	0,25
F _{obs}	0,053	15,58	0,138		
p	0,983	0,0002***	0,936		

Les résultats consignés dans le **tableau 6** résument les différents paramètres toxicologiques d'extrait aqueux des feuilles d'*E. guyoniana*.

Ces derniers montrent qu'il y a une forte corrélation entre le taux de mortalité et le temps d'exposition des mouches à différentes concentrations de produit (le coefficient de corrélation « R » est de 0,86 à 0,90) (**Tab.6**).

Les concentrations létales obtenues aux 5, 10 et 15 jours après traitement, sont respectivement de 22908,68 g/l, 660,69 g/l, 67,61 g/l pour la CL 50 g/l (**Tab.6**).et 1174897,55 g/l, 5754,40 g/l, 165,96 g/l pour la CL90 g/l (**Tab. 6**). Les temps létaux, pour les différentes concentrations testées, sont respectivement de 239,88 ; 21,38 et 9,12 jours pour la TL 50 jours (**Tab.6**) et de 3162,28 et 21,38 jours pour la TL 90 jours (**Tab.6**).



Tableau 6: Paramètres toxicologique des feuilles d'*E. guyoniana* vis-à-vis *D. melanogaster*

Concentration létales (µg/ml)			
Les jours	Regression	CL 50 g/l	CL 90 g/l
5 jours	$Y= 1,73 + 0,75 X$ (R= 0,998)	22908,68	1174897,55
10 jours	$Y= 1,16 + 1,36 X$ (R= 0,85)	660,69	5754,40
15 jours	$Y= -0,99 + 3,27 X$ (R= 0,99)	67,61	165,96
Temps létaux (jours)			
Les concentartions	Regression	TL 50 jours	TL 90 jours
25 g/l	$Y= 2,26 + 1,15x$ (R= 0,90)	239,88	3162,28
50 g/l	$Y= - 0,97 + 4,48 X$ (R= 0,94)	21,38	21,38
200 g/l	$Y= 1,68 + 3,47 X$ (R= 0,86)	9,12	21.38

Comportement alimentaire





3.2. Comportement alimentaire :

3.2.1. Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis*:

Nous avons remarqué que 44% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et seules 30% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité par l'extrait du *C. colocynthis*, par contre 26% de ces derniers ne font pas leur choix (**Fig.17**). Le taux d'attractivité diminue à 16% chez les larves traitées sont attirées par l'odeur du milieu témoin et du milieu traité, par contre plus de 60% de ces derniers ne font pas leur choix (**Fig.17**).

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 (**graphe 1**). Pour l'observation des larves traitées, nous avons observé que 74% des larves traitées sont attirées et seulement 26% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Fig.17**).

Pour le choix entre les deux milieux traités, 60% des larves témoins font leurs choix et seulement 40% des larves ne sont pas attirés. Concernant les larves traitées, 78% de ces dernières font leurs choix et seules 22% des larves ne sont pas attirées par le milieu traité avec *C. colocynthis* (**Fig.17**).

Le calcul de l'indice d'attraction (IA) confirme les résultats obtenus et montre des valeurs négatives ce qui indique que l'extrait de *C. colocynthis* présente un effet répulsif vis-à-vis des larves témoins et des larves traitées de *D. melanogaster* (**Tab.7**).

Tableau 7: L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait de *C. colocynthis*.

	Larves Témoins	Larves Traitées
Indice d'Attractivité (IA)	-0,19	0,00

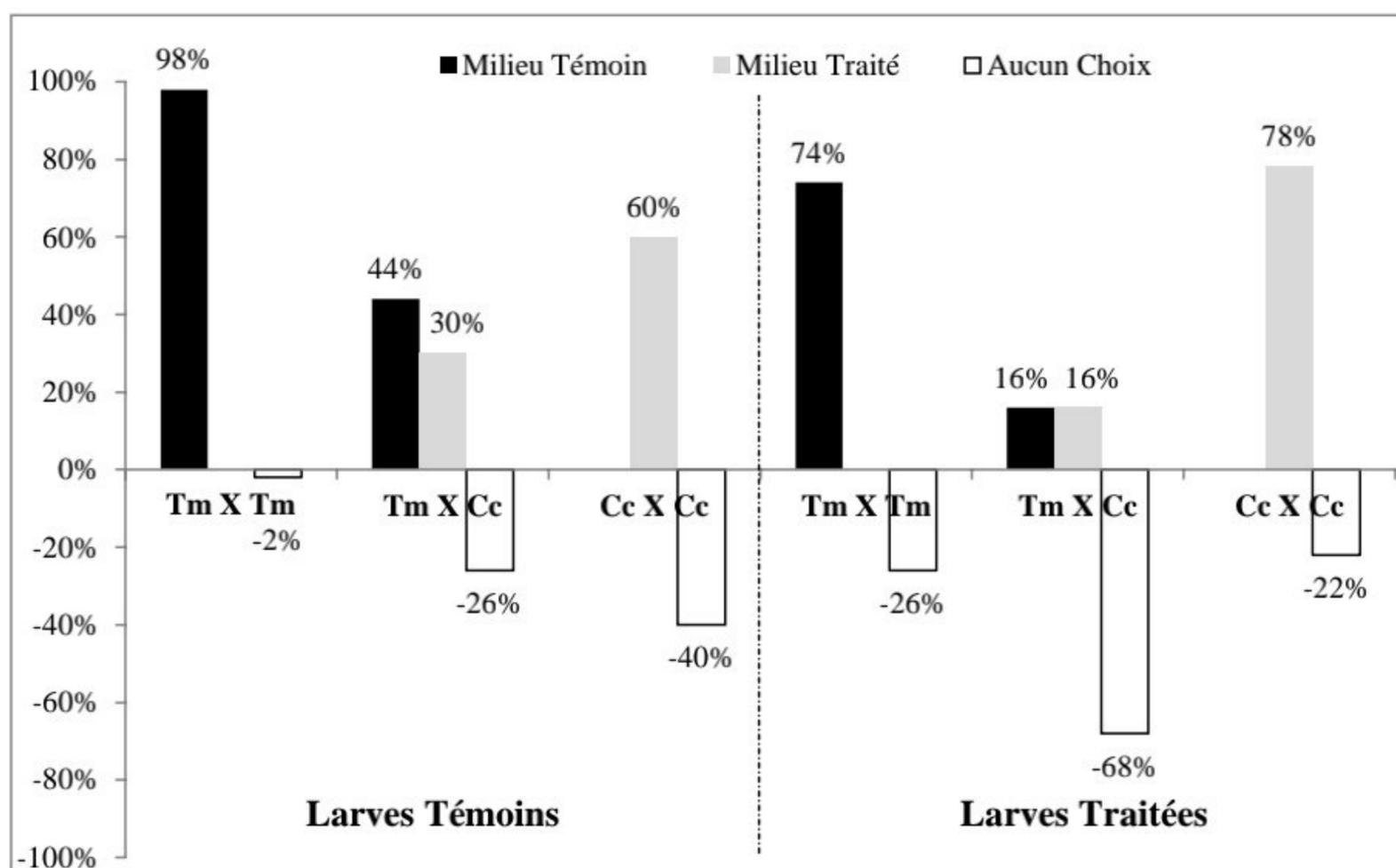


Figure 17 : Attractivité des larves de *D. melanogaster* par les milieux témoin et traité avec l'extrait de *C. colocynthis* (Tm : Témoin ; Cc : *C. colocynthis*)

En présence de deux odeurs différentes (témoin vs traité avec *C. colocynthis*), les larves témoins se déplacent plus rapidement vers le milieu témoin avec $311,55 \pm 44,25$ secondes et elles mettent sensiblement le même temps pour se déplacer vers vers le milieu traité avec l'extrait éthanolique de *C. colocynthis* (en moyenne de $330,73 \pm 54,98$ secondes) (Tab. 8). L'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les temps de detection des deux milieux ($F_{obs} = 1,05 ; p = 0,89$) (Tab.8).

En ce qui concerne les larves traitées, les temps de détection enregistrés sont en moyenne $500,75 \pm 153,03$ et $353,88 \pm 99,91$ secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à l'extrait éthanolique de *C. colocynthis* (Tab. 8). L'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les temps de detection des deux milieux ($F_{obs} = 2,35 ; p = 0,28$) (Tab.8).



Tableau 8 : Effet de *C. colocynthis* sur le temps de detection des milieux nutritifs (secondes) (Tm: Témoin ; Cc: *C. colocynthis*)

Larves Témoins					
Choix	Tm X Tm	Tm X Cc	Cc X Cc	F	p
Milieu Témoin	225,85 ± 51,92	311,55 ± 44,25	---	1,05	0,89
Milieu Traité	---	330,73 ± 54,98	509,03 ± 80,33		
Larves Traitées					
Choix	Tm X Tm	Tm X Cc	Cc X Cc	F	p
Milieu Témoin	388,65 ± 61,20	500,75 ± 153,03	---	2,35	0,28
Milieu Traité	---	353,88 ± 99,91	476,77 ± 55,51		

3.2.2. Effet de l'extrait ethanologique des graines de *P. harmala*:

Nous avons remarqué que 50% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et seules 30% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité par l'extrait du *P. harmala*, par contre seules 20% de ces derniers ne font pas leur choix (**Fig.18**). Le taux d'attractivité atteint 26% chez les larves traitées qui sont attirées par l'odeur du milieu témoin et 16% qui sont attirées par le milieu traité, par contre 58% de ces dernières ne font pas leur choix (**Fig.18**).

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 (**Fig.18**). Pour l'observation des larves traitées, nous avons observé que 48% des larves traitées sont attirées et plus de 50% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**Fig.18**).

Pour le choix entre les deux milieux traités, 64% des larves témoins font leurs choix et seulement 36% des larves ne sont pas attirées. Concernant les larves traitées, 56% de ces dernières font leurs choix et 44% des larves ne sont pas attirées par le milieu traité avec *P. harmala* (**Fig.18**).

Le calcul de l'indice d'attraction (IA) confirme les résultats obtenus et les valeurs négatives indiquent que l'extrait de *P. harmala* présente un effet repulsive vis-à-vis les larves témoins et les larves traitées de *D. melanogaster* (**Tab.9**).

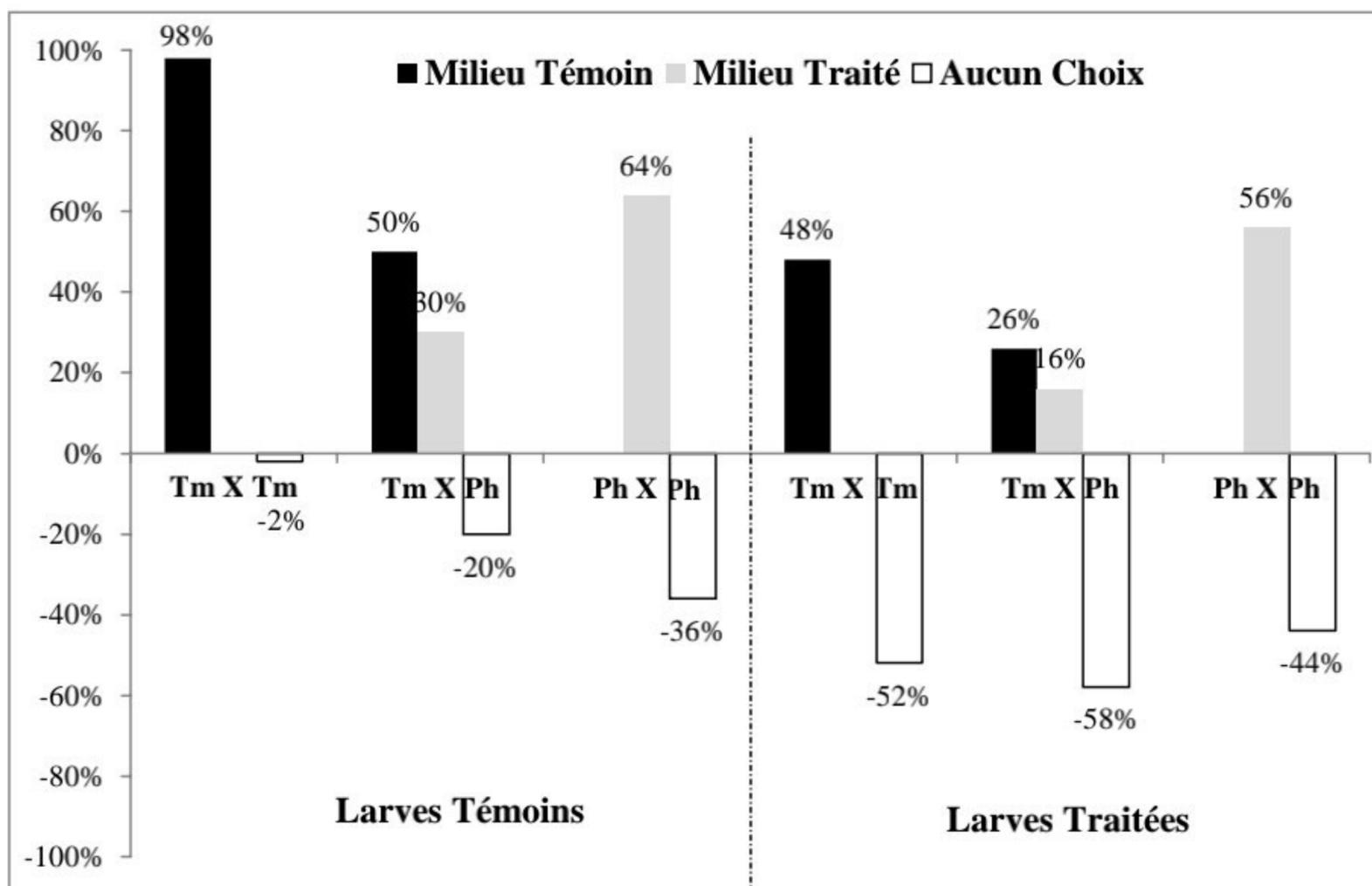


Figure 18 : Attractivité des larves de *D. melanogaster* par les milieux témoin et traité avec l'extrait de *P. harmala* (Tm: Témoin ; Ph: *P. harmala*)

Tableau 9: L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait de *P. harmala*.

	Larves Témoins	Larves Traitées
Indice d'Attractivité (IA)	-0,25	-0,24

Lorsque nous avons exposé les larves témoins à deux odeurs différentes (témoin et traité avec *P. harmala*), ces dernières mettent en moyenne plus de temps pour détecter le milieu témoin avec $411,36 \pm 87,97$ secondes et elles mettent en moyenne de $317,40 \pm 33,87$ secondes pour se déplacer vers vers le milieu traité avec l'extrait éthanolique de *P. harmala* (Tab.10). L'analyse statistique montre qu'il existe des différences hautement significatives entre les temps de détection des deux milieux ($F_{obs} = 11,25 ; p : < 0,0001$) (Tab.10).

En ce qui concerne les larves traitées, l'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les temps de détection des deux milieux ($F_{obs} = 1,43 ; p = 0,74$) (Tab. 10). Les temps de détection enregistrés sont en moyenne $713,20 \pm 187,58$ et $423,60 \pm 156,87$ secondes pour localiser, respectivement, les papiers imbibés dans le milieu témoin et traité à l'extrait éthanolique de *P. harmala* (Tab.10).



Tableau 10 : Effet de *P. harmala* sur le temps de detection des milieux nutritifs (secondes) (Tm: Témoin ; Ph: *P. harmala*)

Larves Témoins					
Choix	Tm X Tm	Tm X Ph	Ph X Ph	F	p
Milieu Témoin	225,85 ± 51,92	411,36 ± 87,97	---	11,25	<0,0001 ***
Milieu Traité	---	317,40 ± 33,87	572,47 ± 85,82		
Larves Traitées					
Choix	Tm X Tm	Tm X Ph	Ph X Ph	F	p
Milieu Témoin	630,76 ± 100,15	713,20 ± 187,58	---	1,43	0,74
Milieu Traité	---	423,60 ± 156,87	740,79 ± 90,70		

3.2.3. Effet de l'extrait aqueux d'*E. guyoniana*:

Nous avons remarqué que 56% des larves témoins sont attirées par l'odeur du milieu témoin et seules 36% de ces asticots sont attirées par l'odeur du milieu traité par l'extrait d'*Euphorbia*, par contre seules 16% de ces derniers ne font pas leur choix (**Fig.19**). Le taux d'attractivité du milieu témoin est de 2% chez les larves traitées avec l'extrait d'*E. guyoniana* et qui sont attirées à 8% par le milieu traitées et la plupart des larves ne font pas un choix (90 %) (**Fig.19**).

Pour les larves traitées, nous avons observé que 32% des larves traitées sont attirées et environ 68% d'entre elles ne font pas leur choix entre les deux milieux témoins (**graphe 3**). Pour le choix entre les deux milieux traités avec *E. guyoniana*, 26% des larves témoins et traitées font leurs choix et seulement 74% des larves ne sont pas attirées (**Fig.19**).

L'indice d'attraction (IA) confirme les résultats obtenus indiquent que l'extrait de *E.guyoniana* présente un effet repulsive vis-à-vis les larves témoins et un effet attarctif aux larves traitées de *D. melanogaster* (**Tab.11**).

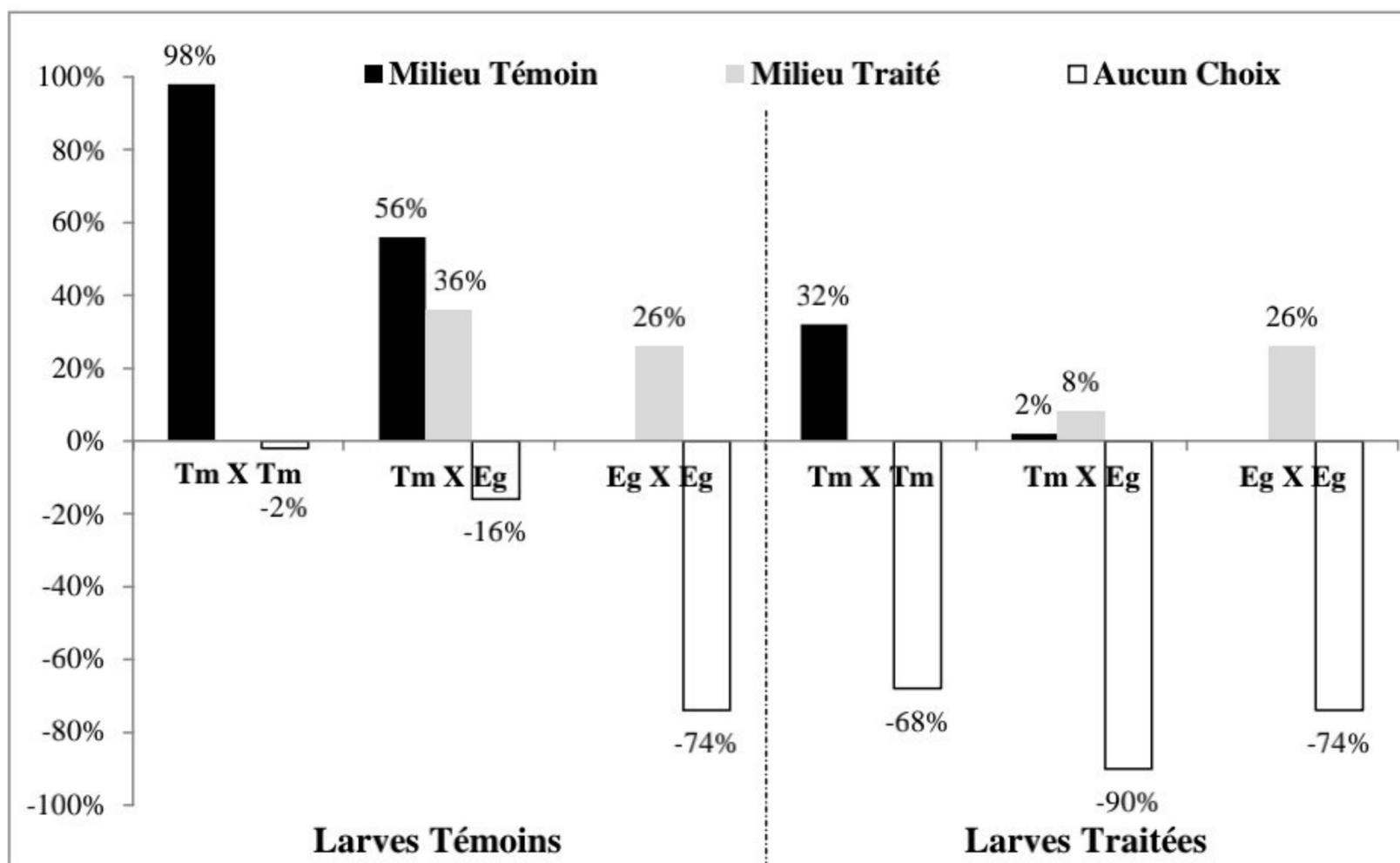


Figure 19 : Attractivité des larves de *D. melanogaster* par les milieux témoin et traité avec l'extrait de *E. guyoniana* (Tm: Témoin ; Eg: *E. guyoniana*)

Tableau 11: L'indice d'attraction des larves témoins et traitées envers l'extrait de *E. guyoniana* (Tm: Témoin ; Eg: *E. guyoniana*)

	Larves Témoins	Larves Traitées
Indice d'Attractivité (IA)	-0,22	0,6

Les larves témoins mettent en moyenne plus de temps pour détecter le milieu témoin avec $1220,22 \pm 238,19$ secondes et elles mettent en moyenne de $1036,28 \pm 226,86$ secondes pour se déplacer vers vers le milieu traité avec l'extrait aqueux de *E.guyoniana* (Tab.12). L'analyse statistique montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les temps de detection des deux milieux ($F_{obs} = 1,65 ; p = 0,28$) (Tab.12).

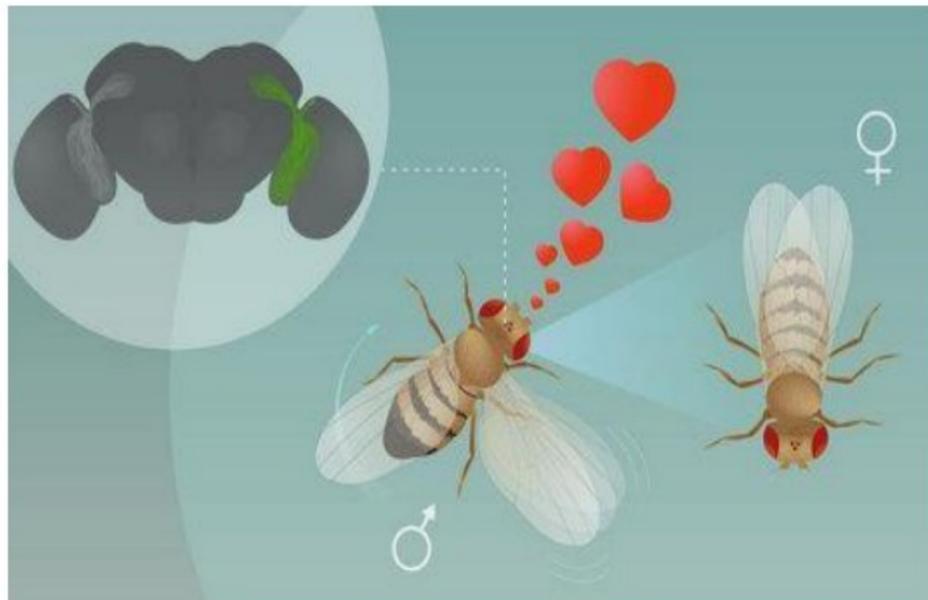
Egalement pour les larves traitées, et puisqu'une seule larve uniquement a choisi le milieu témoin, l'analyse statistique n'a pas pu être réalisée pour indiquer les différences significatives entre les temps de detection des deux milieux (Tab.12). Le temps de détection des milieu traités avec l'extrait aqueux de *E. guyoniana* est en moyenne $1185,50 \pm 311,89$ (Tab.12).



**Tableau 12 : Effet de *P. harmala* sur le temps de detection des milieux nutritifs
(secondes) (*Tm*: Témoin ; *Eg*: *E. guyoniana*)**

Larves Témoins					
Choix	Tm X Tm	Tm X Eg	Eg X Eg	F	p
Milieu Témoin	225,85 ± 51,92	1220,22 ± 238,19	---	1,65	0,28
Milieu Traité	---	1036,28 ± 226,86	1804,69 ± 375,20		
Larves Traitées					
Choix	Tm X Tm	Tm X Eg	Eg X Eg	F	p
Milieu Témoin	468,44 ± 91,04	1122	---	-	-
Milieu Traité	---	1185,50 ± 311,89	520,15 ± 99,86		

Comportement sexuel





3.3. Comportement Sexuel

3.3.1. Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis* sur le comportement sexuel de *D. melanogaster* :

a/ Effet de *C. colocynthis* sur le temps du premier contact :

L'effet différé de la concentration sub létale (0,5 g/l) de *C. colocynthis* a été évalué par les tests du comportement sexuel.

Le mâle établit le premier contact avec ses pattes antérieures dans 15 à 105 secondes, quand les mâles sont des témoins et exposés à des femelles traitées avec l'extrait de *C. colocynthis* (**Tab.13**). Le temps du premier contact devient plus important lorsque les mâles sont traités et nous avons enregistré une moyenne de $149,5 \pm 34,79$ secondes quand la femelle est témoin et $127,65 \pm 33,99$ secondes quand la femelle et le mâle sont issus du traitement (**Tab.13**). Pour les couples témoins le temps du premier contact entre les deux partenaires est seulement de 10 à 80 secondes avec une moyenne de $35,90 \pm 4,88$ secondes (**Tab.13**).

Au seuil de signification $\alpha = 0,05$, la comparaison des variances montre qu'il existe des différences très hautement significatives sur le temps du premier contact ($F_{\text{obs}} = 9,532$; $p < 0,0001^{***}$

Tableau 13 : Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis* sur le temps du premier contact

Echantillon	Moy \pm SEM	Min	Max	F_{obs}	P
♂Tm X ♀Tm	35,9 \pm 4,88	10,000	80,000	9,532	<0,0001***
♂Cc X ♀Cc	127,65 \pm 33,99	12,000	630,000		
♂Tm X ♀Cc	66,3 \pm 5,84	15,000	105,000		
♂Cc X ♀Tm	149,5 \pm 34,79	26,000	581,000		

(♂Tm : mâle témoin ; ♂Cc : mâle traité avec *C. colocynthis* ; ♀Tm : femelle témoin ; ♀Cc : femelle traitée avec *C. colocynthis*)

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

b/ Effet de *C. colocynthis* sur le nombre du premier contact :

Les résultats affichés dans le **tableau 14** montrent que chez les couples témoins le nombre du premier contact varie entre 4 et 41 contacts dont le nombre moyen est de $15,25 \pm 8,30$ contacts (**Tab.14**). Alors que chez les couples traités avec *C. colocynthis*, on note un



nombre moyen de $11,86 \pm 11,09$ contacts avec un minimum de 1 contact et un maximum de 43 contacts (**Tab.14**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées nous avons observé un nombre moyen de $11,07 \pm 7,09$ contacts avec un minimum de 2 contacts et un maximum de 38 contacts (**Tab.14**). Chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, le nombre du premier contact est de $10,33 \pm 6,35$ dont le minimum 3 contacts et le maximum est de 48 contacts (**Tab.14**). La comparaison des variances montre, aussi, que l'extrait éthanolique des graines de la plante n'agit pas sur le nombre des contacts puisqu'il n'existe pas de différence significative entre les nombres enregistrés ($F_{\text{obs}}: 0,561$; $p: 0,642$) (**Tab.14**).

Tableau 14: Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis* sur le nombre du premier contact

	Moy \pm SEM	Min	Max	F_{obs}	p
♂Tm X ♀Tm	$15,25 \pm 8,30$	4	41	0,561	0,642
♂Cc X ♀Cc	$11,86 \pm 11,09$	1	43		
♂Tm X ♀Cc	$11,07 \pm 7,09$	2	38		
♂Cc X ♀Tm	$10,33 \pm 6,35$	3	48		

(♂Tm : mâle témoin ; ♂Cc : mâle traité avec *C. colocynthis* ; ♀Tm : femelle témoin ; ♀Cc : femelle traitée avec *C. colocynthis*)

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

c/ Effet de *C. colocynthis* sur le temps de la première vibration :

Le mâle traité fait vibrer une de ses ailes dans 31 à 612 secondes lorsque la femelle est témoin et quand les deux partenaires sont traités, la vibration se fait dans 18 à 920 secondes avec une moyenne de $223,85 \pm 50,5$ secondes (**Tab.15**). Le temps de la première vibration devient important lorsque le mâle est témoin avec une femelle traitée ($317,8 \pm 53,9$ secondes) et moins importe lorsque les couples sont témoins ($181,3 \pm 39,7$ secondes) (**Tab.15**). Il n'existe pas des différences significatives entre les variances ($F_{\text{obs}}=0,89$; $p: 0,45$) (**Tab.15**).



Tableau 15 : Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis* sur le temps de la première vibration

Echantillon	Moy±SEM	Min	Max	F _{obs}	P
♂Tm X ♀Tm	181,3±39,7	15,000	680,000	0,890	0,450
♂Cc X ♀Cc	233,85±50,5	18,000	920,000		
♂Tm X ♀Cc	317,8±53,9	39,000	800,000		
♂Cc X ♀Tm	174,2±37,4	31,000	612,000		

(♂Tm : mâle témoin ; ♂Cc : mâle traité avec *C. colocynthis* ; ♀Tm : femelle témoin ; ♀Cc : femelle traitée avec *C. colocynthis*)

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

d/ Effet de *C. colocynthis* sur le nombre de vibrations :

Les résultats affichés dans le **tableau 16** montrent que chez les couples témoins le nombre moyen de vibration est de $14,30 \pm 8,05$ vibrations avec un minimum de 6 vibrations et un maximum de 34 vibrations. Alors que chez les couples traités nous avons enregistré un nombre moyen de $16,75 \pm 12,41$ vibrations avec un minimum de 2 vibrations et un maximum de 53 vibrations (**Tab.16**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées nous avons marqués un nombre moyen de $11,19 \pm 9,03$ vibrations avec un minimum de 2 vibrations et un maximum de 26 vibrations (**Tab.16**). Chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, le nombre moyen de vibration est de $12,55 \pm 8,87$ vibrations dont le minimum 2 vibrations et le maximum est de 26 vibrations (**Tab.16**). On note aussi qu'il n'existe pas de différence significative entre les nombres de vibration observés (F_{obs}: 1,695 ; p: 0,176) (**Tab. 16**)

Tableau 16: Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis* sur le nombre des vibrations

	Moy ± SEM	Min	Max	F _{obs}	P
♂Tm X ♀Tm	14,30 ± 8,05	6	34	1,695	0,176
♂Cc X ♀Cc	16,75 ± 12,41	2	53		
♂Tm X ♀Cc	11,19 ± 9,03	2	26		
♂Cc X ♀Tm	12,55 ± 8,87	2	26		

(♂Tm : mâle témoin ; ♂Cc : mâle traité avec *C. colocynthis* ; ♀Tm : femelle témoin ; ♀Cc : femelle traitée avec *C. colocynthis*)

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



e/ Effet de *C. colocynthis* sur le temps du premier léchage :

Le mâle lèche la génitale de la femelle et se fait dans 35 à 720 secondes quand les deux partenaires sont des témoins (**Tab.17**). Lorsque les deux partenaires sont traités le léchage se fait dans 48 à 930 secondes avec une moyenne de $320,65 \pm 52,08$ secondes (**Tab. 17**). On note que le temps de léchage moyen devient plus important lorsque les mâles sont des témoins et les femelles traitées ($376,9 \pm 51,73$ secondes) (**Tab.17**). L'analyse statistique des variances démontre qu'il n'existe pas une différence significative avec $F_{obs}=1,172$ et $p : 0,326$ (**Tab.17**).

Tableau 17 : Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis* sur le temps du premier léchage

Echantillon	Moy \pm SEM	Min	Max	F _{obs}	P
♂Tm X ♀Tm	224,95 \pm 43,67	35,000	720,000	1,172	0,326
♂Cc X ♀Cc	320,65 \pm 52,08	48,000	930,000		
♂Tm X ♀Cc	376,9 \pm 51,73	50,000	815,000		
♂Cc X ♀Tm	180,4 \pm 36,08	54,000	641,000		

(♂Tm : mâle témoin ; ♂Cc : mâle traité avec *C. colocynthis* ; ♀Tm : femelle témoin ; ♀Cc : femelle traitée avec *C. colocynthis*)

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

f/ Effet de *C. colocynthis* sur le nombre de léchage :

Les résultats affichés dans le tableau 18 montrent que chez les couples témoins le nombre moyen de léchage est de $6,59 \pm 5,78$ léchages avec un minimum de 3 léchages et un maximum de 23 léchages (**Tab.18**). Alors que chez les couples traités nous avons enregistré un nombre moyen de $5,95 \pm 4,67$ léchages avec un maximum de 25 léchages (**Tab.18**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées nous avons marqués un nombre moyen de $3,91 \pm 1,98$ léchages avec un minimum d'un seul léchage et un maximum de 8 léchages (**Tab. 18**). Chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, le nombre moyen de léchage est de $6,95 \pm 3,95$ léchages dont le minimum 2 léchages et le maximum est de 14 léchages (**Tab.18**).

La comparaison des variances montre qu'il n'existe pas de différence significative entre les nombres de léchages observés chez les différents couples testés ($F_{obs}: 2,545$; $p: 0,063$) (**Tab.18**).



Tableau 18 : Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis* sur le nombre de léchage

	Moy ± SEM	Min	Max	F_{obs}	P
♂Tm X ♀Tm	6,59 ± 5,78	3	23	2,545	0,063
♂Cc X ♀Cc	5,95 ± 4,67	1	25		
♂Tm X ♀Cc	3,91 ± 1,98	1	8		
♂Cc X ♀Tm	6,95 ± 3,95	2	14		

(♂Tm : mâle témoin ; ♂Cc : mâle traité avec *C. colocynthis* ; ♀Tm : femelle témoin ; ♀Cc : femelle traitée avec *C. colocynthis*)

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

g/ Effet de *C. colocynthis* sur le temps de la première tentative d'accouplement

La durée des tentatives effectuées par les mâles affiche une moyenne de 291,85 ± 41,24 secondes lorsque les deux partenaires sont des témoins (Tab.19). Le temps de la première tentative est plus élevé lorsque les deux partenaires sont traités avec une moyenne de 530,1 ± 87,7 secondes (Tab.19). Cette durée est aussi importante lorsque l'un des deux partenaires est traités (415,2 ± 94,26 à 521,6±62,81 secondes) (Tab.19). La comparaison entre les temps de la première tentative enregistrés pour les quatre combinaisons testés montre qu'il existe des différences significatives entre les variances (F_{obs}=3,155 et p : 0,03) (Tab.19).

Tableau 19: Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis* sur le temps de la première tentative d'accouplement

Echantillon	Moy±SEM	Min	Max	F_{obs}	P
♂Tm X ♀Tm	291,85±41,24	53,000	770,000	3,155	0,03*
♂Cc X ♀Cc	530,1±87,7	98,000	1500,000		
♂Tm X ♀Cc	521,6±62,81	80,000	1040,000		
♂Cc X ♀Tm	415,2±94,26	67,000	1750,000		

(♂Tm : mâle témoin ; ♂Cc : mâle traité avec *C. colocynthis* ; ♀Tm : femelle témoin ; ♀Cc : femelle traitée avec *C. colocynthis*)

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



h/ Effet de *C. colocynthis* sur le nombre de tentatives d'accouplement:

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins le nombre moyen de tentatives d'accouplement est de $6,78 \pm 5,95$ tentatives avec un minimum de deux tentatives et un maximum de 21 tentatives (**Tab. 20**). Alors que chez les couples traités nous avons enregistré un nombre moyen de $4,37 \pm 4,00$ tentatives avec un maximum de 20 tentatives (**Tab.20**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées nous avons marqués un nombre moyen de $3,90 \pm 1,62$ tentatives avec un minimum de deux tentatives et un maximum de 8 tentatives (**Tab.20**). Chez les couples des mâles traités et des femelles témoins, le nombre moyen de tentative est de $4,10 \pm 3,70$ tentatives dont le minimum 3 tentatives et le maximum est de 14 tentatives (**Tab.20**).

Le test statistique réalisé montre qu'il existe des différences significative entre les tentatives observés ($F_{obs}: 3,931$; $p: 0,012$) (**Tab.20**).

Tableau 20 : Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis* sur le nombre de tentatives d'accouplement

	Moy \pm SEM	Min	Max	F_{obs}	P
♂Tm X ♀Tm	$6,78 \pm 5,95$	2	21	3,931	0,01*
♂Cc X ♀Cc	$4,37 \pm 4,00$	2	20		
♂Tm X ♀Cc	$3,90 \pm 1,62$	2	8		
♂Cc X ♀Tm	$4,10 \pm 3,70$	3	14		

(♂Tm : mâle témoin ; ♂Cc : mâle traité avec *C. colocynthis* ; ♀Tm : femelle témoin ; ♀Cc : femelle traitée avec *C. colocynthis*)

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

i/ Effet de *C. colocynthis* sur le temps d'accouplement

L'accouplement est effectué dans la 90^{ème} seconde lorsque les deux partenaires sont témoins avec une moyenne de $780,9 \pm 129,95$ secondes (**Tab.21**). Quand les couples sont traités le temps d'accouplement diminue avec une moyenne de $517,1 \pm 118,22$ secondes et un minimum de 112 secondes et maximum de 1080 secondes (**Tab.21**). Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles témoins nous avons notés un temps moyen de $755,1 \pm 187,62$ avec un minimum de 101 secondes et maximum de 1800 secondes, tandis que chez les couples dont les mâles sont traités et les femelles sont témoins nous avons enregistré un temps avec une moyenne élevé qui est de $821,83 \pm 121,33$ secondes, dont le minimum est



de 90 secondes et le maximum est de 1420 secondes (**Tab.21**). L'analyse des variances montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les variances ($F_{obs}=2,69$; $p=0,06$) (**Tab.21**).

Tableau 21 : Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis* sur le temps d'accouplement

Echantillon	Moy±SEM	Min	Max	F _{obs}	P
♂Tm X ♀Tm	780,9±129,95	90,000	1520,000	2,690	0,06
♂Cc X ♀Cc	517,1±118,22	112,000	1080,000		
♂Tm X ♀Cc	821,83±121,33	90,000	1420,000		
♂Cc X ♀Tm	755,1±187,62	101,000	1800,000		

(♂Tm : mâle témoin ; ♂Cc : mâle traité avec *C. colocynthis* ; ♀Tm : femelle témoin ; ♀Cc : femelle traitée avec *C. colocynthis*)

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

j/ Effet de *C. colocynthis* sur la durée d'accouplement :

Pour la durée d'accouplement on note que la plus longue durée a été effectuée lorsque les deux partenaires sont traités avec une moyenne de $1483,25 \pm 149,281$ secondes (**Tab. 22**). Lorsque les mâles sont traités et les femelles témoins, l'accouplement dure entre 920 et 1472 secondes avec une moyenne de $1252,50 \pm 41,09$ secondes (**Tab.22**). Tandis que la durée d'accouplement pour les couples des mâles témoins et femelles traitées est de 1008 et 1569 secondes (**Tab.22**). Au seuil de signification $\alpha=0,05$, l'analyse des variances montre qu'il n'existe pas des différences hautement significatives entre les variances ($F_{obs}=7,743$; $p=0,0003$) (**Tab.22**)

Tableau 22 : Effet de l'extrait éthanolique des graines de *C. colocynthis* sur la durée d'accouplement

Echantillon	Moy±SEM	Min	Max	F _{obs}	P
♂Tm X ♀Tm	1375,05±61,28	962,000	1920,000	7,743	0,0003**
♂Cc X ♀Cc	1483,25±149,218	841,000	1909,000		
♂Tm X ♀Cc	1252,50±41,09	920,000	1472,000		
♂Cc X ♀Tm	1184,63±50,133	1008,000	1569,000		

(♂Tm : mâle témoin ; ♂Cc : mâle traité avec *C. colocynthis* ; ♀Tm : femelle témoin ; ♀Cc : femelle traitée avec *C. colocynthis*)

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



3.3.2. Effet de l'extrait éthanolique des graines de *P. harmala* sur le comportement sexuel de *D. melanogaster* :

a/ Effet de *P. harmala* sur le temps du premier contact :

Les résultats obtenus montrent que chez les couples témoins, le temps du premier contact est d'une moyenne de $35,90 \pm 4,88$ secondes, avec un minimum de 10 secondes et un maximum de 80 secondes (**Tab.23**). Alors que chez les couples traités le temps moyen du premier contact est de $85,99 \pm 38,270$ secondes dont le minimum est nul et le maximum est de 820 secondes (**Tab.23**).

Pour les couples dont les mâles sont témoins et les femelles sont traitées, les mâles établissent le premier contact avec ses pattes antérieures dans 2 à 710 secondes, avec une moyenne de $82,880 \pm 38,601$ secondes (**Tab.23**). Tandis que chez les couples des mâles traités et des femelles témoins le temps moyen du premier contact est de $113,980 \pm 63,009$ secondes avec un minimum de 3 secondes et un maximum de 1266 secondes (**Tab.23**). La comparaison des variances montre qu'il n'existe pas des différences significatives entre les temps enregistrés ($F_{obs}=0,41$; $p : 0,75$) (**Tab.23**).

Tableau 23 : Effet de l'extrait éthanolique des graines de *P. harmala* sur le temps du premier contact

Echantillon	Moy±SEM	Min	Max	F _{obs}	P
♂Ph X ♀Ph	85,99 ± 38,270	0	820	0,410	0,75
♂Tm X ♀Tm	35,90±4,88	10	80		
♂Tm X ♀Ph	82,880 ±38,601	2	710		
♂Ph X ♀Tm	113,980 ± 63,009	3	1266		

(♂Tm : mâle témoin ; ♂Ph : mâle traité avec *P. harmala* ; ♀Tm : femelle témoin ; ♀Ph : femelle traitée avec *P. harmala*).

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

b. Effet de *P. harmala* sur le nombre des contacts :

Chez les couples témoins, le nombre moyen des contacts est de $15,25 \pm 8,30$ contacts, avec un minimum de 4 contacts et un maximum de 41 contacts (**Tab.24**). Pour les couples traités le nombre moyen du premier contact est de $7,1 \pm 7,10$ contacts dont le minimum est nul et le maximum est de 24 contacts (**Tab.24**).