



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Larbi Tébessi -Tébessa-



Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la vie
Département : Biologie des êtres vivants

Laboratoire Eau et Environnement

MEMOIRE DE MASTER

Spécialité : BIOLOGIE ANIMALE

Option : Ecophysiologie animale

Thème

Effet d'une huile essentielle extraite de schinus molle sur les ravageurs des denrées stockées

Présentée par : Melle Soltani Meriem

Melle Abess Ibtissem Fatima zahra

Membres de Jury :

Pr. TINE-DJEBBAR Fouzia	U. Larbi Tébessi-Tébessa	Rapporteur
Pr. TALEB Salima	U. Larbi Tébessi-Tébessa	Présidente
Dr. TINE Samir	U. Larbi Tébessi-Tébessa	Examineur

Année universitaire : 2020/2021

Note :

Mention :

Remerciements

Au terme de ce travail, nous tenons tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant qui nous a donné la force et la patience pour accomplir ce travail.

Nous voulons exprimer par ces quelques lignes nos sincères remerciements et notre gratitude envers tous ceux qui nous ont soutenues par leur présence, leur disponibilité et leurs conseils.

Nous commençons par remercier notre encadrante **Pr. TINE DJEBBAR Fouzia** pour avoir accepté de nous encadrer, pour tous ses efforts, conseils avisés, ouverture d'esprit, soutien rédactionnel et moral et avec une grande rigueur scientifique malgré ses multiples occupations.

Ce fut un plaisir d'apprendre et de travailler à ses côtés.

Nous adressons également nos très sincères remerciements à l'ensemble des membres du jury pour l'honneur qu'ils nous ont fait d'avoir accepté d'examiner et d'évaluer ce mémoire. Au **Dr. Samir TINE** (Maître de conférences au Département de Biologie des êtres vivants, Université de Tébessa), président du jury, et au **Pr. TALEB Salima** (Professeur au Département de Biologie Appliquée, Université de Tébessa), examinatrice de ce travail et en même temps à notre professeur qui nous encourage toujours à progresser et qui nous a fait aimer notre spécialité. On lui dit merci de tout cœur.

A nos parents qui sont une source de tendresse, de patience et de générosité et à tous nos frères, sœurs et amies.

Par crainte d'oublier de nommer certaines personnes, nous adressons nos remerciements à celles et à ceux qui nous ont accompagnées de près ou de loin jusqu'à aujourd'hui. J'ai une pensée pour celles et ceux qui nous ont donné le goût d'étudier la Biologie et surtout pour nos collègues du Labo Nouha, Kouloud, Abd El Kader, Amina pour les bons moments passés ensemble.

TABLE DES MATIERES

SOMMAIRE

I. INTRODUCTION	1
II. MATERIEL ET METHODES	4
2.1. Présentation des insectes étudiés	4
2.1.1. <i>Rhyzopertha dominica</i> (Fabricius, 1792)	4
2.1.2. <i>Sitophilus granarius</i> (Linné, 1758)	5
2.2. Présentation de la plante, <i>Schinus molle</i> (Linné, 1758)	6
2.3. Extraction et rendement de l'HE de <i>Schinus molle</i>	7
2.4. Traitement et bioessais	8
2.4.1. Par ingestion	8
2.4.2. Par fumigation	9
2.5. Test de répulsion	10
2.6. Extraction et dosage des métabolites	11
2.6.1. Dosage des protéines totales	12
2.6.2. Dosage des glucides totaux	12
2.6.3. Dosage des lipides totaux	13
2.7. Extraction et dosage des acides nucléiques	15
2.7.1. Dosage de l'ADN	15
2.7.2. Dosage de l'ARN	15
2.8. Dosage des enzymes digestives	17
2.8.1. Dosage de l'activité amylase	17
2.8.2. Dosage de l'activité chitinase	18
2.8.3. Dosage de l'activité lipase	19
2.8.4. Dosage de l'activité protéase	19
2.9. Dosage des biomarqueurs	19
2.9.1. Dosage de l'acétylcholinestérase	20
2.9.2. Dosage des glutathion S-transférases	21
2.9.3. Dosage du glutathion	22
2.10. Analyses statistiques	23
III. RESULTATS	24
3.1. Rendement de l'huile essentielle	24
3.2. Essais toxicologiques	24
3.2.1. Toxicité par ingestion	24

3.2.2. Toxicité par fumigation	26
3.3. Effet répulsif de l'HE de <i>S. molle</i>	28
3.4. Effet du traitement sur la composition biochimique	29
3.4.1. Effet sur le contenu en protéines totales	29
3.4.2. Effet sur les réserves énergétiques	30
3.5. Effet du traitement sur le taux d'épuisement des réserves énergétiques	31
3.6. Effet du traitement sur les acides nucléiques	31
3.7. Effet du traitement sur les enzymes digestives	32
3.8. Effet du traitement sur les biomarqueurs	33
IV. DISCUSSION	35
4.1. Rendement en huile essentielle	35
4.2. Toxicité de l'HE de <i>S. molle</i> à l'égard des ravageurs	35
4.3. Effet répulsif de l'HE de <i>Schinus molle</i> à l'égard des ravageurs	36
4.4. Effet du traitement sur la composition biochimique de <i>R. dominica</i>	37
4.5. Effet du traitement sur les réserves énergétiques et le taux d'épuisement	39
4.6. Effet de HE sur les acides nucléiques	41
4.7. Effet du traitement sur les enzymes digestives	42
4.8. Effet du traitement sur les biomarqueurs	45
4.8.1. Effet du traitement sur l'activité spécifique de l'AChE	46
4.8.2. Effet de HE de <i>schinus molle</i> sur l'activité spécifique des GSTs	47
4.8.3. Effet du traitement sur le taux du GSH	49
V. CONCLUSION ET PERSPECTIVES	51
RESUMES	
Français	
Anglais	
Arabe	
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES TABLEAUX

Tableaux	Titres	Pages
Tableau 1.	Pourcentage de répulsion selon le classement de Mc Donald <i>et al.</i> (1970)	11
Tableau 2.	Dosage des protéines totales chez les adultes de <i>R. dominica</i> : réalisation de la gamme d'étalonnage.	12
Tableau 3.	Dosage des glucides totaux chez les adultes de <i>R. dominica</i> : réalisation de la gamme d'étalonnage.	12
Tableau 4.	Dosage des lipides totaux chez les adultes de <i>R. dominica</i> : réalisation de la gamme d'étalonnage.	13
Tableau 5.	Rendement et caractéristiques organoleptiques de l'HE extraite de <i>Schinus molle</i> .	24
Tableau 6.	Efficacité de l'HE de <i>S. molle</i> appliquée par ingestion sur les adultes de <i>S. granarius</i> et <i>R. dominica</i> : analyse des probits.	26
Tableau 7.	Efficacité de l'HE de <i>S. molle</i> appliquée par fumigation sur les adultes de <i>S. granarius</i> et <i>R. dominica</i> : analyse des probits.	28
Tableau 8.	Pourcentages (PR), indices (IR) et classes (CR) de répulsion de l'HE testée sur les adultes de <i>R. dominica</i> et <i>S. granarius</i> .	29

LISTE DES FIGURES

LISTE DES FIGURES

Figures	Titres	Pages
Figure 1.	Présentation de <i>R. dominica</i> (face latérale, face ventrale) (Photo personnelle).	4
Figure 2.	Présentation de <i>S. granarius</i> (face latérale, face ventrale) (Photo personnelle).	5
Figure 3.	Présentation de <i>Schinus molle</i> (Photo personnelle).	6
Figure 4.	Extraction de l'HE de <i>Schinus molle</i> (Photo personnelle).	8
Figure 5.	Test de Toxicité par ingestion (Photo personnelle).	9
Figure 6.	Test de Toxicité par fumigation (Photo personnelle).	10
Figure 7.	Test de répulsion (Photo personnelle).	11
Figure 8.	Extraction des glucides, protéines et lipides totaux (Shibko <i>et al.</i> , 1967).	14
Figure 9.	Extraction des acides nucléiques (ADN, ARN) (Shibko <i>et al.</i> , 1966).	16
Figure 10.	Effets de l'HE de <i>S. molle</i> appliquée par ingestion sur les adultes de <i>S. granarius</i> (A) et <i>R. dominica</i> (B) à différentes périodes : Courbe doseréponse exprimant le pourcentage de mortalité corrigée en fonction du logarithme des doses.	25
Figure 11.	Toxicité de l'HE de <i>S. molle</i> appliquée par ingestion ($\mu\text{l/ml}$) sur les adultes de <i>S. granarius</i> (A) et les adultes de <i>R. dominica</i> (B) à différentes périodes : Mortalité corrigée (%) ($m \pm \text{SEM}$, $n=4$ répétitions de 10 individus chacune) : test HSD de Tukey	26
Figure 12.	Toxicité de l'HE de <i>S. molle</i> appliquée par fumigation ($\mu\text{l/l}$ d'air) sur les adultes de <i>S. granarius</i> (A) et les adultes de <i>R. dominica</i> (B) à différentes périodes : Mortalité corrigée (%) ($m \pm \text{SEM}$, $n=5$ répétitions de 10 individus chacune) : test HSD de Tukey.	27
Figure 13.	Effets de l'HE de <i>S. molle</i> appliquée par fumigation sur les adultes de <i>S. granarius</i> (A) et <i>R. dominica</i> (B) à différentes périodes : Courbe doseréponse exprimant le pourcentage de mortalité corrigée en fonction du logarithme des doses.	28
Figure 14.	Effet de l'HE de <i>S. molle</i> (CL25 et CL50) appliquée par fumigation sur le contenu en protéines totales (joules/individu) chez les adultes de <i>R. dominica</i> ($m \pm \text{SEM}$, $n=3$ répétitions comportant chacune 10 individus) : test HSD de Tukey.	30
Figure 15.	Effet de l'HE de <i>schinus molle</i> (CL25 et CL50) sur les réserves énergétiques chez les adultes de <i>R.dominica</i> à 72 h ($m \pm \text{SEM}$, $n=3$ répétition, comportant chacune 10 individus).	30

Figure 16.	Effet de l'HE de <i>S. molle</i> (CL ₂₅ et CL ₅₀) sur le taux d'épuisement des réserves énergétiques chez les adultes de <i>R. dominica</i> à 72 h après traitement (m ± SEM, n=3 répétitions, comportant chacune 10 individus).	31
Figure 17.	Effet de l'HE de <i>S. molle</i> (CL ₂₅ et CL ₅₀) sur les acides nucléiques ADN (A) et ARN (B) chez les adultes de <i>R. dominica</i> à 24 h après traitement (m ± SEM, n=3 répétitions, comportant chacune 10 individus).	32
Figure 18.	Effet de l'HE de <i>S. molle</i> (CL ₂₅ et CL ₅₀) sur l'activité enzymatique de la lipase (A), α-amylase (B), protéase (C) et chitinase (D) chez les adultes de <i>R. dominica</i> à 72 h après traitement (m ± SEM, n=3 répétitions, comportant chacune 10 individus).	33
Figure 19.	Effet de l'HE de <i>S. molle</i> (CL ₂₅ et CL ₅₀) sur l'activité spécifique de l'AChE (A), de la GST (B) et sur le taux du GSH (C) chez les adultes de <i>R. dominica</i> à 24 h après traitement (m ± SEM, n=3 répétitions, comportant chacune 10 individus).	34

Introduction

I. INTRODUCTION

De nos jours, les céréales en général, le blé (dur et tendre) en particulier constituent la principale base du régime alimentaire pour les consommateurs algériens. Il présente, un rôle social, économique et politique dans la plupart des pays dans le monde (Ammar, 2015). Cependant, la conservation post-récolte est le seul moyen d'assurer le lien entre la récolte une fois dans l'année et la consommation permanente (Waongo *et al.*, 2013).

La conservation ou le stockage des céréales est l'opération qui consiste à placer, pour une période donnée, des céréales dans un magasin suivant des normes et des règles qui permettent la bonne conservation des grains de façon à ce que leur quantité et qualité demeurent autant que possible intactes (Laurent, 2003).

Au cours du stockage et dans des conditions inadéquates d'immenses quantités de céréales sont perdues en raison des attaques des insectes ravageurs d'où une perte quantitative qui s'explique par une diminution du poids de l'ordre de 10% à 40% dans les conditions traditionnelles (Rajendran, 2002), et une perte qualitative qui déprécie la valeur nutritionnelle de ces aliments par la réduction de la teneur en protéines du grain (Aoues *et al.*, 2017), le rendent impropre à la consommation par l'activité métabolique des insectes qui crée un milieu favorable au développement des micro-organismes produisant des toxines (Hubert *et al.*, 2018).

Les pertes les plus importantes sont infligées par différentes espèces de coléoptères, lépidoptères et acariens (Fleurat-Lessard, 1994). Parmi ces coléoptères, figurent le petit capucin des grains *Rhyzopertha dominica* (F, 1792) et le charançon de blé *Sitophilus granarius* (L, 1758). Ce sont des ravageurs primaires qui causent d'énormes dégâts au niveau des stocks.

Pendant des siècles, pour lutter contre les agresseurs, les agriculteurs ont pratiqué des rotations de cultures et utilisé divers produits naturels. Ce n'est qu'après la seconde guerre mondiale, que le recours aux produits phytosanitaires chimiques s'est généralisé pour tirer le meilleur profit des cultures (Regnault Roger, 2005). Différents éléments ont favorisé ce développement : l'accroissement démographique de la population humaine (obligation d'augmenter la productivité agricole), l'affaiblissement des terres

agricoles (épidémies dans les cultures), l'apparition du machinisme agricole ainsi que les progrès considérables dans le domaine de la chimie organique de synthèse.

La protection des denrées et l'élimination de ces insectes ravageurs en empêchant leur prolifération dépend fortement de l'utilisation des pesticides (Kljajic et Peric, 2006 ; Islam *et al.* 2010), en raison de leur efficacité et de leur application facile et pratique (Relinger *et al.*, 1988). Mais l'utilisation abusive de ces derniers a provoqué l'apparition des phénomènes de résistances, la pollution et l'atteinte de la santé humaine (Desneux *et al.*, 2007 ; Pimental *et al.*, 2009 ; Ali *et al.*, 2012). Ces dangers ont conduit l'OMS (Organisation mondiale de la Santé) à interdire l'usage de certains insecticides chimiques.

Face à cette situation, le recours à des méthodes efficaces peut atténuer entre autres les problèmes liés aux résidus présents dans les aliments. La recherche de méthodes alternatives de protection des denrées stockées par l'usage de substances naturelles actives, non polluantes dans le cadre d'une lutte moins nocive et plus raisonnée telles que les substances végétales à effet insecticide (Camara, 2009). L'utilisation des huiles essentielles représentent actuellement une solution alternative prometteuse dans la lutte contre les insectes ravageurs des denrées stockées (Gbolade *et al.*, 2000, Taponjoul *et al.*, 2005; Guèye, 2012 ; Khani et Rahdari, 2012). Ces derniers sollicitent simultanément plusieurs voies par opposition à des pesticides chimiques n'ayant qu'une seule cible moléculaire (Thomas & Ralf, 2014), ce qui peut retarder l'apparition de populations résistantes d'insectes (Feng & Isman, 1995).

De nombreuses familles de plantes (Rutacées, Méliacées, Astéracées, Labiées, Pipéracées, Verbénacées et Annonacées) sont utilisées comme pesticides botaniques (Isman, 1995). Leur toxicité s'exprime de différentes manières : Activités ovicide, larvicide (Kéïta *et al.*, 2000 ; Regnault-Roger, 2002 ; Pavela, 2004a), perturbation de la croissance des insectes (Pavela, 2004b), diminution de la fécondité et de la fertilité (Pavela, 2005). Ils peuvent agir aussi comme des fumigants (Pinho *et al.*, 2014; Saeidi *et al.*, 2014; Jayakumar *et al.*, 2017; Kheloul *et al.*, 2020), des insecticides de contact (Heydarzade & Moravvej., 2012; Abdelgaleil *et al.*, 2015; Aryani & Auamcharoen, 2016) et des répulsifs (Akhtar *et al.*, 2013; Hossain & Khalequzzaman, 2018; Ebrahimifar *et al.*, 2020) .

Dans ce contexte, notre étude a été consacrée dans **une première partie** à l'extraction de l'huile essentielle de *Schinus molle* ainsi qu'à la détermination de son rendement.

La deuxième partie est consacrée à l'évaluation de la toxicité de l'huile de *Schinus molle* par fumigation et par contact sur les adultes de *Sitophilus granarius* et *Rhyzopertha dominica* et de leur potentiel de répulsion vis-à-vis de cet insecte ravageur.

La troisième partie vise à évaluer les effets létaux (CL₂₅ et CL₅₀) de ce biopesticide par fumigation, sur les protéines et les réserves énergétiques chez les adultes de *R. dominica*.

La quatrième partie a été consacrée à une évaluation de l'effet de cette huile sur les acides nucléiques de cette espèce.

Dans **la cinquième partie**, nous avons testé l'effet de cette huile sur les enzymes digestives (lipase, α -amylase, protéase et chitinase) chez les adultes de *R. dominica*.

La sixième partie examine les effets létaux (CL₂₅ et CL₅₀) de cette huile par fumigation sur les biomarqueurs enzymatiques : les glutathion S-transférases (GSTs) et l'acétylcholinestérase et non enzymatique : le glutathion (GSH), qui permettront de mettre en évidence le mécanisme d'action de cette huile chez *R. dominica*.

Matériel et méthodes

II. MATERIEL ET METHODES

2.1. Présentation des insectes étudiés

2.1.1. *Rhyzopertha dominica* (Fabricius, 1792)

R. dominica, Coléoptère de la famille des Bostrichidae également appelé capucin des grains, est un petit ravageur primaire brun capable d'attaquer les grains sains et entiers (Ripusudan *et al.*, 2011).

R. dominica mesure 2,5 à 3 mm de long avec une forme cylindrique, allongé et étroite, de couleur brune rougeâtre et des cotés parallèles (Steffan, 1972). Sa tête n'est pas apparente, avec un prothorax qui la couvre entièrement (Steffan, 1978) (Fig. 1). La femelle pond de 400 à 500 œufs à la surface ou à l'intérieur des grains. Après de l'éclosion, la larve pénètre dans l'albumen où elle passe par 3 ou 4 stades avant de se nymphoser. Le cycle complet dure environ 30 jours à 30°C et près de 60 jours à 26°C. L'adulte vit de 3 à 6 semaines (Seck, 2006).

La position systématique de *Rhyzopertha dominica* est la suivante :

- **Règne** : Animalia
- **Embranchement** : Arthropoda
- **Sous-embranchement** : Hexapoda
- **Classe** : Insecta
- **Ordre** : Coleoptera
- **Famille** : Bostrichidae
- **Genre** : *Rhyzopertha*
- **Espèce** : *Rhyzopertha dominica* (Fabricius, 1792)



Figure 1. *R. dominica* (face latérale, face ventrale) (Soltani & Abess, 2021).

2.1.2. *Sitophilus granarius* (Linné, 1758)

Sitophilus granarius (L.), Coléoptère de la famille des Curculionidae, appelé aussi charançon du blé, est un important ravageur primaire de grains entreposés (Mew & Misra, 1994), il est capable de causer des dégâts dans la plupart des cultures céréalières, notamment le blé, l'orge, l'avoine et le seigle (Navarro & Noyes, 2001).

L'adulte mesure environ 4 mm de long, de couleur brun foncé et une forme ovale, avec de longues pattes et une tête prolongée par un long rostre (Gerozisis *et al.*, 2008) (Fig.2). Il a une durée de vie de 7 à 8 mois dans les silos de stockage (Hagstrum *et al.*, 2012).

La femelle pond jusqu'à 250 œufs (Bailey, 2007), déposés à l'intérieur des grains dans un trou qu'elle fore par son rostre, puis rebouché par du mucilage (Danho & Haubruge, 2003). Après éclosion, la larve se développe à l'intérieur du grain qu'elle va ainsi le vider entièrement, et s'y nymphose pour s'en sortir sous forme d'adulte (Bailey, 2007). L'insecte nécessite une température de 30 °C et une humidité relative de 70 % pour son développement (Mason & McDonough, 2012).

La position systématique du charançon du blé est la suivante :

- **Règne** : Animalia
- **Embranchement** : Arthropoda
- **Classe** : Insecta
- **Ordre** : Coleoptera
- **Famille** : Curculionidae
- **Genre** : *Sitophilus*
- **Espèce** : *Sitophilus granarius* (L.)



Figure 2. *S. granarius* (face latérale, face ventrale) (Soltani & Abess, 2021).

2.2. Présentation de la plante, *Schinus molle* (Linné, 1758)

Le faux poivrier (*Schinus molle*) est un arbre appartenant à la famille des Anacardiaceae, originaire d'Amérique du sud. Les membres de cette famille se trouvent principalement dans les régions tropicales et subtropicales du monde, mais sont également représentés dans les forêts de la Méditerranée. La plupart des espèces sont caractérisées par une production importante en huile essentielle avec un feuillage persistant à odeur de térébinthe (Madhu & Bikshal Babu Kasimala, 2010). C'est un arbre ligneux peut atteindre 15 mètres de hauteur, il a l'apparence d'un saule pleurer par ses rameaux effilés et retombants. Ses feuilles alternes, persistantes de 7 à 13 paires de folioles linéaires et lancéolées libérant en froissement une odeur de poivre (Fig. 3).

La position systématique de cette plante est la suivante :

Règne : Végétal

Embranchement : Spermaphytes **Sous-embranchement :** Angiospermes

Classe : Dicotylédones

Sous classe : Rosidae

Ordre : Sapindales

Famille : Anacardiacees

Genre : *Schinus*

Espèce : *Schinus molle* L.



Figure 3. Présentation de *Schinus molle* (Soltani & Abess, 2021)

Résultats

III. RESULTATS

3.1. Rendement de l'huile essentielle

L'huile essentielle obtenue par hydrodistillation des feuilles de *Schinus molle* présente un aspect liquide, limpide et se caractérise par une forte odeur. Le rendement de cette huile marque un taux de 0,75% (Tableau 5).

Tableau 5. Rendement et caractéristiques organoleptiques de l'HE extraite de *Schinus molle*.

Rendement	Couleur	Odeur	Saveur	Solubilité
0,75%	Liquide limpide	Aromatique	Aromatique et amère	Liposoluble

3.2. Essais toxicologiques

Les essais toxicologiques ont permis de déterminer l'efficacité de l'HE de *S. molle*, évaluée à partir de la mortalité enregistrée chez les adultes de *S. granarius* et les adultes de *R. dominica* à différentes périodes après traitement.

3.2.1. Toxicité par ingestion

Après un test de screening, différentes concentrations de l'HE de *S. molle* ont été appliquées par ingestion sur les adultes de *S. granarius* (4, 8, 80, 16, 32 et 64 µl/l d'air) et sur les adultes de *R. dominica* (4, 8, 80, 16 et 32 µl/ml). Aucune mortalité n'a été observée dans les séries témoins.

Les mortalités corrigées enregistrées chez *S. granarius* au cours des tests de toxicité par ingestion varient de 7,5% à 12 h jusqu'à 17,5% à 48 h pour la dose la plus faible (4 µl/ml) et de 97,50% à 12h jusqu'à 100% à 48 h pour la plus forte dose (64 µl/ml) (Fig. 10A). Ces mortalités augmentent de façon significative en fonction des doses appliquées et du temps après traitement chez *S. granarius* traité par ingestion à 24 (F_{4,15}=152,9 ; p<0,001), à 48 (F_{4,15}=147,8 ; p<0,001), et à 72 h (F_{4,15}=98,15 ; p<0,0001) après traitement.

Les résultats des mortalités corrigées obtenus après application de l'HE de *S. molle* par ingestion, révèlent des taux variant de 7,50% à 12 h jusqu'à 27,5% à 48 h pour la dose la plus faible (4 µl/ml) et de 80% à 12 h jusqu'à 97,5% à 48 h pour la dose la plus forte (32 µl/ml) (Fig. 10B). Ces mortalités augmentent de façon significative en fonction des

doses appliquées et du temps après traitement chez *R. dominica* traité par ingestion à 12 ($F_{3,12}=90,36$; $p<0,0001$), à 24 h ($F_{3,12}=59,97$; $p<0,0001$) et à 48 h ($F_{3,12}=51,89$; $p<0,001$).

Les résultats montrent que le faux poivrier appliqué par ingestion exerce une activité insecticide avec une relation dose-réponse à l'égard de *S. granarius* et *R. dominica*. Le classement des doses par le test HSD de Tukey révèle l'existence de 4 groupes de moyennes à 12 h et 48 h et 5 groupes à 24 h pour les mortalités obtenues chez *S. granarius*. Par contre, le taux de mortalités enregistrées après traitement chez *R. dominica*, met en évidence 3 groupes de moyennes à 24h et 48 h et seulement 2 groupes à 12 h.

La courbe dose-réponse exprimant le pourcentage des mortalités en fonction du logarithme des doses appliquées (Fig. 10A et B) a permis l'estimation des concentrations létales (CL) ainsi que leurs intervalles de confiance et le Slope (Tableau 6). De plus, on note que le *S. molle* appliqué par ingestion est plus toxique chez *S. granarius* par rapport à *R. dominica*.

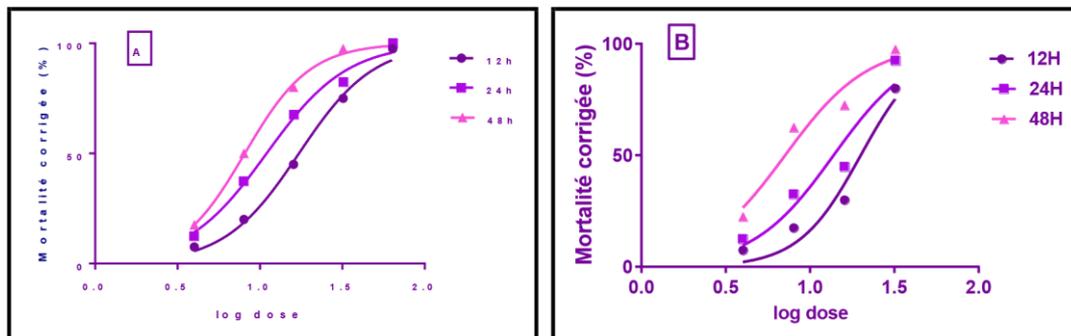


Figure 10. Effets de l'HE de *S. molle* appliquée par ingestion sur les adultes de *S. granarius* (A) et *R. dominica* (B) à différentes périodes : Courbe dose-réponse exprimant le pourcentage de mortalité corrigée en fonction du logarithme des doses.

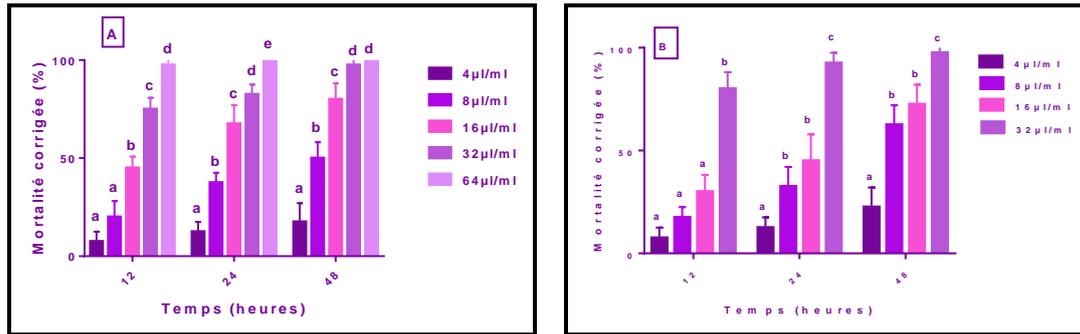


Figure 11. Toxicité de l'HE de *S. molle* appliquée par ingestion (µl/ml) sur les adultes de *S. granarius* (A) et les adultes de *R. dominica* (B) à différentes périodes : Mortalité corrigée (%) (m ± SEM, n=4 répétitions de 10 individus chacune) : test HSD de Tukey.

Tableau 6. Efficacité de l'HE de *S. molle* appliquée par ingestion sur les adultes de *S. granarius* et *R. dominica* : analyse des probits.

Espèce	Temps (heures)	R ²	Hill Slope	CL ₂₅ (µl/ml) IC (95%)	CL ₅₀ (µl/ml) IC (95%)
<i>S. granarius</i>	12	0,99	1,91	9,72 [0,88 - 1,08]	17,24 [1,16 - 1,30]
	24	0,99	1,77	5,90 [0,63 - 0,87]	10,97 [0,95 - 1,12]
	48	0,99	2,19	4,89 [0,63 - 0,73]	8,09 [0,87 - 0,94]
<i>R. dominica</i>	12	0,95	2,36	12,55 [3,18 - 15,17]	19,99
	24	0,91	1,80	7,51 [0,01 - 21,15]	[11,29 - 54,56] 13,81 [3,93 -115,20]
	48	0,94	1,76	3,82 [0,19 - 7,72]	7,11 [2,12 - 13,31]

3.2.2. Toxicité par fumigation

Après un test de screening, différentes concentrations de l'HE de *S. molle* ont été appliquées par fumigation sur les adultes de *S. granarius* (140, 180, 220, 260 et 520 µl/l d'air) et sur les adultes de *R. dominica* (100, 140, 180, 220 et 260 µl/l d'air). Aucune mortalité n'a été observée dans les séries témoins.

Les mortalités corrigées enregistrées chez *S. granarius* au cours des tests de toxicité par fumigation varient de 14% à 12 h jusqu'à 34% à 48 h pour la dose la plus faible (140 µl/l d'air) et de 92% à 12h jusqu'à 98% à 48 h pour la plus forte dose (520 µl/l d'air) (Fig. 12A). Ces mortalités augmentent de façon significative en fonction des doses appliquées et du temps après traitement chez *S. granarius* traité par fumigation à 24

($F_{4,20}=162,6$; $p<0,001$), à 48 ($F_{4,15}=111,8$; $p<0,001$), et à 72 h ($F_{4,15}=118,10$; $p<0,001$) après traitement.

Les résultats des mortalités corrigées obtenus après application de l'HE de *S. molle* par ingestion, révèlent des taux variant de 14% à 24 h jusqu'à 36% à 72 h pour la dose la plus faible (100 μ l/l d'air) et de 78% à 24 h jusqu'à 94% à 72 h pour la dose la plus forte (260 μ l/l d'air) (Fig. 12B). Ces mortalités augmentent de façon significative en fonction des doses appliquées et du temps après traitement chez *R. dominica* traité par fumigation à 24 ($F_{4,20}=142,80$; $p<0,001$), à 48 ($F_{4,20}=73,17$; $p<0,001$) et à 72 h ($F_{4,20}=95,92$; $p<0,001$).

Les résultats montrent que le faux poivrier appliqué par fumigation exerce une activité insecticide avec une relation dose-réponse à l'égard de *S. granarius* et *R. dominica*. Le classement des doses par le test HSD de Tukey révèle l'existence de 5 groupes de moyennes à tous les temps testés (12h, 24h et 48h) pour les mortalités obtenues chez *S. granarius* et *R. dominica*.

La courbe dose-réponse exprimant le pourcentage des mortalités en fonction du logarithme des doses appliquées (Fig. 12A et B) a permis l'estimation des concentrations létales (CL) ainsi que leurs intervalles de confiance et le HillSlope (Tableau 7). De plus, on note que le *S. molle* appliqué par fumigation est plus toxique chez *R. dominica* par rapport à *S. granarius*.

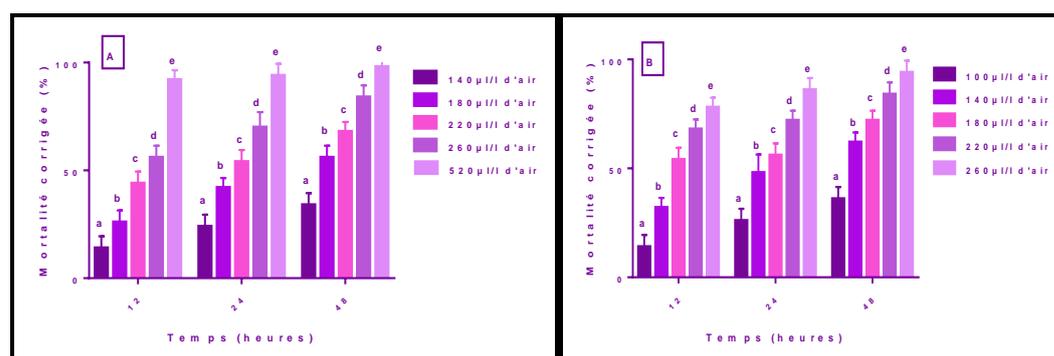


figure 12. Toxicité de l'HE de *S. molle* appliquée par fumigation (μ l/l d'air) sur les adultes de *S. granarius* (A) et les adultes de *R. dominica* (B) à différentes périodes : Mortalité corrigée (%) ($m \pm$ SEM, $n=5$ répétitions de 10 individus chacune) : test HSD de Tukey.

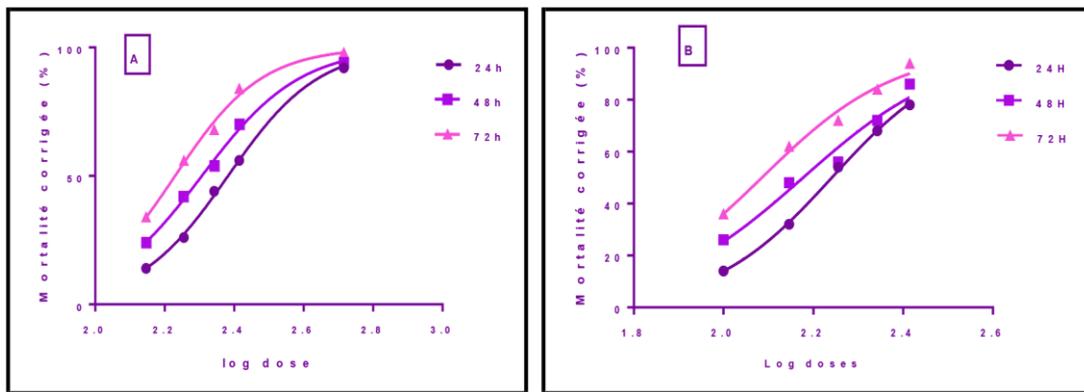


Figure 13. Effets de l’HE de *S. molle* appliquée par fumigation sur les adultes de *S. granarius* (A) et *R. dominica* (B) à différentes périodes : Courbe dose-réponse exprimant le pourcentage de mortalité corrigée en fonction du logarithme des doses.

Tableau 7. Efficacité de l’HE de *S. molle* appliquée par fumigation sur les adultes de *S. granarius* et *R. dominica* : analyse des probits.

Espèce	Temps (heures)	R ²	Hill Slope	CL ₂₅ (µl/ml) IC (95%)	CL ₅₀ (µl/ml) IC (95%)
<i>S. granarius</i>	12	0,99	3,33	173,50 [165,90 - 180,60]	241,20 [233,70 - 249,50]
	24	0,99	3,07	141,90 [130,30 - 152,20]	202,80 [194,40 - 211,50]
	48	0,99	3,47	123,80 [108,70 - 136,00]	169,80 [159,70 - 179,00]
<i>R. dominica</i>	12	0,99	3,26	124,50 [119,70 - 129,10]	174,30 [170,40 - 178,20]
	24	0,96	2,64	99,25 [71,40 - 121,00]	150,40 [129,90 - 169,80]
	48	0,98	2,91	83,43 [66,00 - 97,31]	121,70 [108,10 - 133,50]

3.3. Effet répulsif de l’HE de *S. molle*

Les résultats du pouvoir répulsif à l’égard de *R. dominica* et *S. granarius* sont présentés dans le tableau 8. Le pourcentage de répulsion marque une augmentation en fonction des concentrations appliquées. Les forts taux de répulsion (70 % et 90%) sont observés à 6 h avec la plus forte concentration (5µl/ml) chez *Rhyzopertha* et *Sitophylus* respectivement. Ces pourcentages augmentent avec le temps d’exposition et avec les concentrations appliquées. Par ailleurs, les indices de répulsion marquent une diminution en fonction du temps d’exposition et des concentrations appliquées.

De plus, on note que cette activité varie selon l'espèce testée, les fortes valeurs sont constatées chez *S. granarius* comparativement à *R. dominica* et qui sont tous deux classés en catégorie 5 de répulsion.

Tableau 8. Pourcentages (PR), indices (IR) et classes (CR) de répulsion de l'HE testée sur les adultes de *R. dominica* et *S. granarius*.

Concentrations	Périodes	<i>R. dominica</i>			<i>S. granarius</i>		
		PR %	IR	Classe	PR %	IR	Classe
0,625 µl/ml	30 min	10	0,90	2	25	0,75	2
	1 heure	15	0,85	2	40	0,60	2
	3 heures	20	0,80	3	50	0,50	3
	6 heures	25	0,75	3	55	0,45	3
1,25 µl/ml	30 min	25	0,75	2	30	0,70	2
	1 heure	30	0,70	3	45	0,55	3
	3 heures	35	0,65	3	60	0,40	3
	6 heures	40	0,60	4	65	0,35	4
2,5 µl/ml	30 min	35	0,65	3	55	0,45	3
	1 heure	45	0,55	4	65	0,35	4
	3 heures	45	0,55	4	70	0,30	4
	6 heures	50	0,50	4	75	0,25	4
5 µl/ml	30 min	55	0,45	4	70	0,30	4
	1 heure	60	0,40	4	75	0,25	4
	3 heures	65	0,35	5	85	0,15	5
	6 heures	70	0,30	5	90	0,10	5

3.4. Effet du traitement sur la composition biochimique

L'HE a été appliqué par fumigation sur les adultes de *R. dominica* avec deux concentrations létales (CL₂₅ et CL₅₀). Ses effets ont été évalués sur la composition biochimique (réserves énergétiques et protéines) de cette espèce à 72h après traitement.

3.4.1. Effet sur le contenu en protéines totales

D'après les résultats représentés dans la Figure 14, on note une augmentation significative du contenu en protéine totales après traitement avec les deux concentrations appliquées (F_{2,6}=45,98 ; P=0,0002) avec un effet dose (CL₂₅ vs CL₅₀ : p=0,0034). Le test HSD de Tukey met en évidence 3 groupes de moyennes, chacun étant composé d'une série.

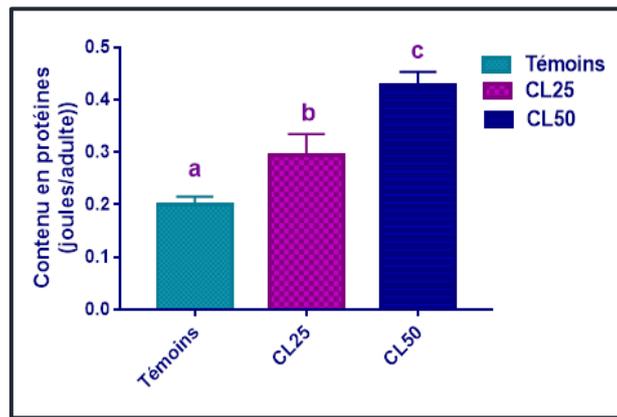


Figure 14. Effet de l'HE de *S. molle* (CL₂₅ et CL₅₀) appliquée par fumigation sur le contenu en protéines totales (joules/individu) chez les adultes de *R. dominica* ($m \pm SEM$, $n=3$ répétitions comportant chacune 10 individus) : test HSD de Tukey.

3.4.2. Effet sur les réserves énergétiques

Les réserves énergétiques (joules/individu) ont été déterminées chez les adultes de *R. dominica*, témoins et traités par fumigation à l'HE (CL₂₅ et CL₅₀) et les résultats obtenus sont présentés dans la figure 15.

Le traitement provoque une diminution significative des réserves énergétiques avec un effet dose-réponse à 72 après traitement (témoins vs CL₂₅ : $p<0,001$; témoins vs CL₅₀ : $p<0,001$; CL₂₅ vs CL₅₀ : $p<0,001$).

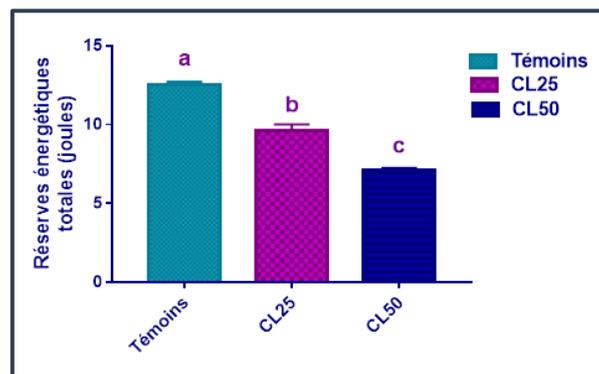


Figure 15. Effet de l'HE de *Schinus molle* (CL₂₅ et CL₅₀) sur les réserves énergétiques chez les adultes de *R. dominica* à 72 h ($m \pm SEM$, $n=3$ répétitions, comportant chacune 10 individus).

3.5. Effet du traitement sur le taux d'épuisement des réserves énergétiques

L'indice d'épuisement des réserves énergétiques calculé chez les adultes de *R. dominica* traités à l'HE de *S. molle* (CL₂₅ et CL₅₀) par fumigation est représenté dans la figure 16.

Le traitement provoque une augmentation significative du taux d'épuisement des réserves énergétiques en fonction des concentrations appliquées à 72 h après traitement ($t=9,501$; $df= 4$; $p=0,0007$).

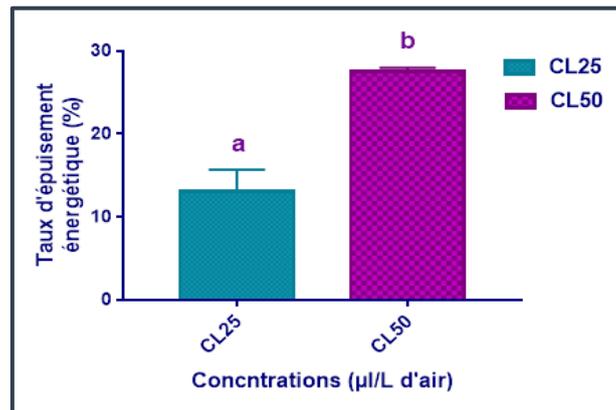


Figure 16. Effet de l'HE de *S. molle* (CL₂₅ et CL₅₀) sur le taux d'épuisement des réserves énergétiques chez les adultes de *R. dominica* à 72 h après traitement ($m \pm SEM$, $n=3$ répétitions, comportant chacune 10 individus).

3.6. Effet du traitement sur les acides nucléiques

L'HE (CL₂₅ et CL₅₀) extraite de *S. molle* a été appliquée sur les adultes de *R. dominica* par fumigation. L'effet de cette huile a été évalué sur la quantité d'ADN et d'ARN corporels et les résultats du dosage sont représentés dans la figure 17A et B.

Les résultats révèlent une diminution significative de la quantité d'ADN avec les deux concentrations appliquées ($F_{2,6}=45,65$; $p=0,0002$). Aucun effet dose n'a été signalé ($p=0,2776$).

Par ailleurs, ce traitement induit une augmentation significative de la quantité d'ARN seulement avec la forte concentration (CL₅₀) (Témoins vs CL₅₀ : $p=0,0015$) avec un effet dose (CL₂₅ vs CL₅₀ : $p=0,0009$).

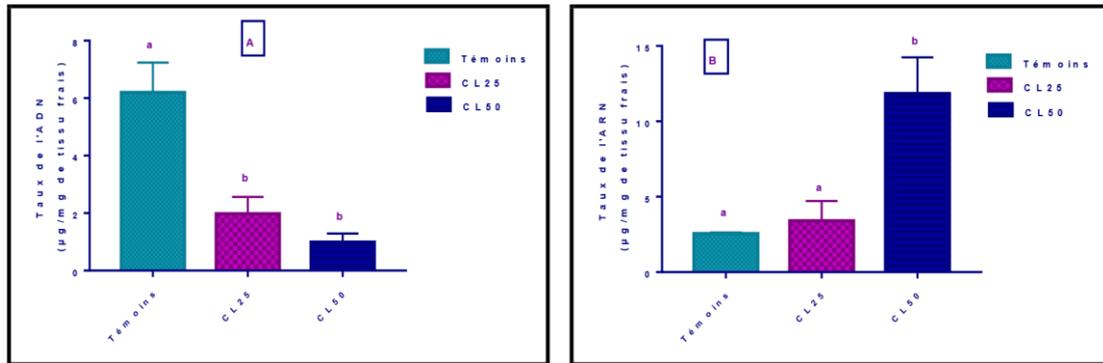


Figure 17. Effet de l'HE de *S. molle* (CL₂₅ et CL₅₀) sur les acides nucléiques ADN (A) et ARN (B) chez les adultes de *R. dominica* à 24 h après traitement (m ± SEM, n=3 répétitions, comportant chacune 10 individus).

3.7. Effet du traitement sur les enzymes digestives

Les adultes de *R. dominica* ont été traités par fumigation avec deux concentrations létales (CL₂₅ et CL₅₀) à 72h. Les effets de l'HE ont été évalués sur l'activité spécifique de quatre enzymes digestives : α -amylase, chitinase, lipase et protéase.

Les résultats mentionnés dans la figure 18A, montrent une diminution significative de l'activité de la lipase chez les traités à la CL₅₀ (Témoins vs CL₅₀ : p=0,0001) avec un effet dose (CL₂₅ vs CL₅₀ : p=0,003) au cours de la période testée.

Concernant l'activité de α -amylase et d'après les résultats mentionnés dans la figure 18B, on note une diminution significative de cette enzyme chez les traités à la CL₂₅ (p=0,0042) et à la CL₅₀ (p<0,0001) par rapport aux témoins, avec un effet dose (p=0,0003).

Les résultats de l'activité de la protéase révèlent une diminution de cette enzyme après traitement à la CL₅₀ (p=0,0244) (Fig. 18C). Aucun effet n'a été signalé après traitement à la CL₂₅ (p>0,05).

Enfin, les résultats du dosage de la chitinase présentés dans la figure 18D, montrent une diminution significative de cette enzyme chez les traités à la forte concentration (Témoins vs CL₅₀ : p=0,0039) avec un effet dose (CL₂₅ vs CL₅₀ : p=0,0079).

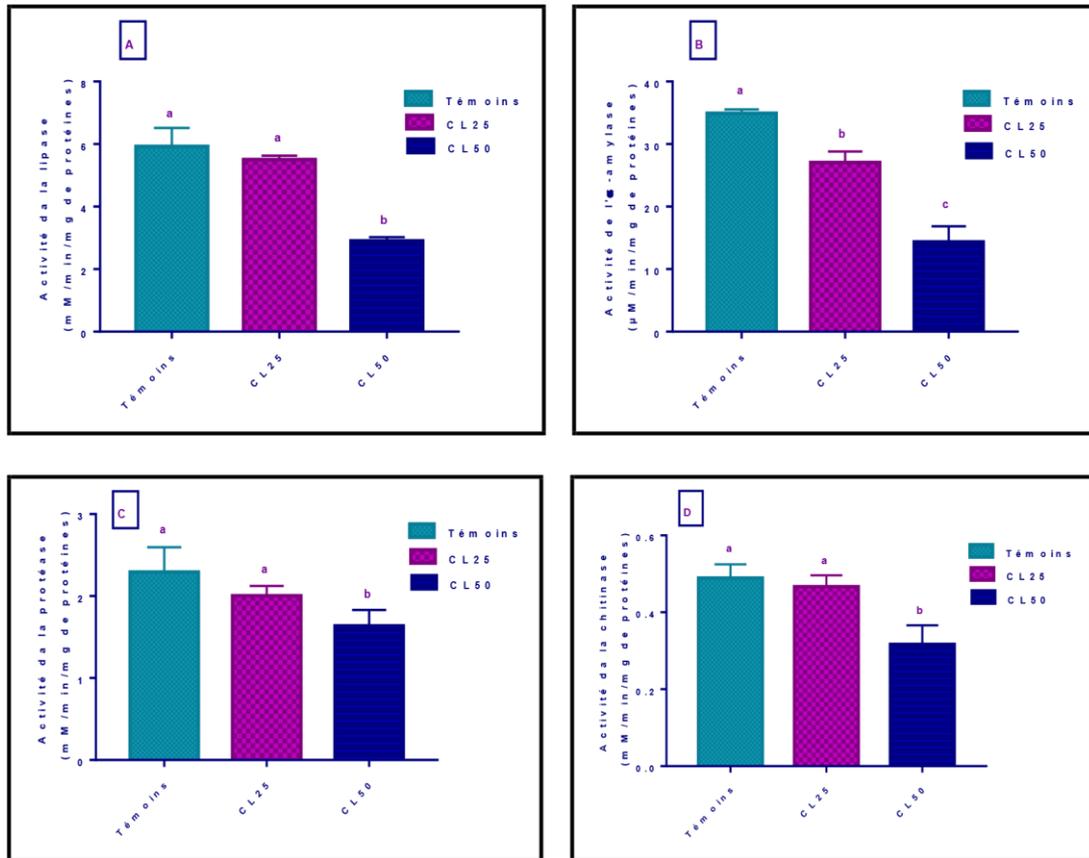


Figure 18. Effet de l'HE de *S. molle* (CL₂₅ et CL₅₀) sur l'activité enzymatique de la lipase (A), α-amylase (B), protéase (C) et chitinase (D) chez les adultes de *R. dominica* à 72 h après traitement (m ± SEM, n=3 répétitions, comportant chacune 10 individus).

3.8. Effet du traitement sur les biomarqueurs

L'HE testée par fumigation avec la CL₂₅ et la CL₅₀ a été évaluée sur les biomarqueurs enzymatique (AChE, GST) et non enzymatique (GSH) à 24h après traitement. Les résultats sont représentés dans la Figure 19.

Les résultats du dosage du biomarqueur de neurotoxicité (Acétylcholinestérase) révèlent une diminution significative de l'activité spécifique de cette enzyme chez les traités à la CL₅₀ (p=0,0035) par rapport aux témoins. De plus un effet dose a été signalé (CL₂₅ vs CL₅₀ : p=0,0491) au cours de cette période.

Concernant l'activité spécifique des glutathion-S-transférases, on note une augmentation significative de ce biomarqueur de détoxification après traitement avec les deux concentrations appliquées (F_{2,6}= 107,9 ; p<0,0001) avec un effet dose (CL₂₅ vs CL₅₀ : p=0,0002).

Enfin le taux du GSH révèle une diminution significative chez les traités avec les deux concentrations appliquées ($F_{2,6}= 118,6$; $p<0,0001$) et avec un effet dose-réponse (CL₂₅ vs CL₅₀ : $p=0,0035$).

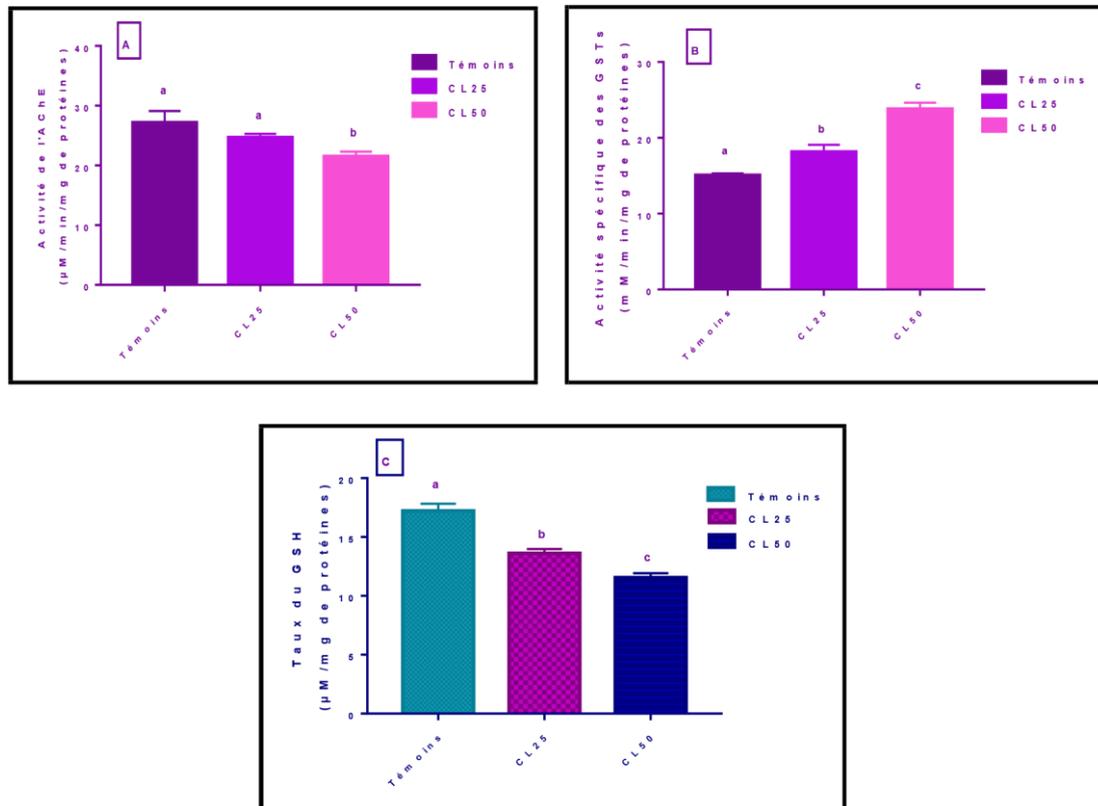


Figure 19. Effet de l'HE de *S. molle* (CL₂₅ et CL₅₀) sur l'activité spécifique de l'ACHé (A), de la GST (B) et sur le taux du GSH (C) chez les adultes de *R. dominica* à 24 h après traitement ($m \pm SEM$, $n=3$ répétitions, comportant chacune 10 individus).

Discussion

IV. DISCUSSION

4.1. Rendement en huile essentielle

Le rendement en huile essentielle obtenu par hydrodistillation des feuilles de *Schinus molle* a enregistré une valeur de 0,75% au cours de notre étude. Plusieurs études réalisées sur le genre *Schinus*, montrent que le rendement en huile essentielle varie d'une espèce à une autre.

Les travaux de [Djebaili \(2013\)](#) ont signalé des différences dans le rendement en HE selon la partie de la plante ou l'organe qui a subi l'extraction car ils ont noté un rendement de 1,66% dans les feuilles, 1,07 % dans les fruits, et 0,45% dans la plante entière. [Guenther \(1972\)](#) a confirmé que la quantité et la qualité des huiles diffèrent selon les parties de la plante examinées.

Les conditions environnementales influencent également ce rendement pour la même espèce étudiée, le même génotype et pour le même stade de développement ([Bakkali et al., 2008](#) ; [Aprotosoia et al., 2010](#)) ainsi que l'origine géographique de la plante ([Mohammedi, 2011](#)).

Par ailleurs, le rendement de l'huile de *Schinus molle* est plus élevé dans la zone subhumide d'El Kala avec un taux de 0,66% dans les feuilles et 0,53% dans les fruits par rapport au rendement obtenu dans la région aride de Biskra et la région semi-aride d'Oum El Bouaghi, ce qui signifie que la formation et l'accumulation des HE de *S. molle* est favorisée dans un climat humide, où le degré d'humidité est trop élevé et la température moyenne annuelle ne dépasse pas les 34°C ([Djebaili, 2013](#)). De fortes valeurs du rendement en HE ont été signalées dans les travaux de [Boutoumi \(2010\)](#) et [Rossini et al. \(1993\)](#) avec des taux de 2,22% et 2% respectivement.

Ces variations peuvent être dues également à plusieurs facteurs notamment climatiques, la nature du sol, le moment de la récolte, la méthode d'extraction, le cycle végétatif et le chémotype ([Besombes, 2008](#)).

4.2. Toxicité de l'HE de *S. molle* à l'égard des ravageurs

Les huiles essentielles sont des métabolites secondaires produits par les plantes comme moyen de défense contre les ravageurs phytophages ([Cseke et al., 1999](#)). Ces dernières peuvent affecter la croissance, le développement et le comportement des

insectes et peuvent agir comme anti-appétant (Hough-Goldstein, 1990; Hummelbrunner & Isman, 2001), fumigants, répulsifs (Mason, 1990; Watanabe *et al.*, 1993), ou régulateurs de croissance (Abedi *et al.*, 2014; Ahmad *et al.*, 2015; Bezzar *et al.*, 2016; Lai *et al.*, 2014).

Elles peuvent remplacer les insecticides classiques et semblent être capables de résoudre les problèmes de l'environnement causés par les pesticides de synthèse (Kim *et al.*, 2003), en raison de leur faible toxicité à l'égard des mammifères, leur disponibilité et leur biodégradabilité (Rajendran & Sriranjini, 2008).

Le taux de pénétration à travers la cuticule, le transport dans les tissus de l'organisme, le métabolisme (Besard *et al.*, 2011) mais aussi la régulation des récepteurs membranaires ou encore les canaux ioniques ciblés par les insecticides peuvent jouer un rôle crucial pour expliquer les différences de sensibilité des insectes aux pesticides (Lavialle-Defaix *et al.*, 2010).

Notre étude a pour but de tester par fumigation et par ingestion la toxicité de l'huile extraite de *S. molle* à l'égard des adultes de *S. granaries* et de *R. dominica*. Les tests toxicologiques ont montré que *R. dominica* est l'espèce la plus sensible au traitement et que l'ingestion est le mode d'application le plus efficace par rapport à la fumigation.

Des résultats similaires ont été observés chez *S. granarius* traité à l'HE de *Citrus limonum* et l'azadirachtine avec l'efficacité de l'ingestion par rapport à la fumigation (Guettal, 2021). Khris (2015) a noté que le taux de mortalité des adultes de *R. dominica* traités par l'huile d'olive par contact est de 95 % à 10 h après traitement. Par ailleurs, les travaux de Tine *et al.* (2021) réalisés sur la même espèce après application de l'huile de *Lavandula angustifolia*, ont révélé l'activité insecticide de ce produit avec une relation dose-réponse. Halaimia et chechoui (2017), ont testé une formulation commerciale d'azadirachtine, le Neem Azal par ingestion et par fumigation sur les adultes de *R. dominica* et les résultats ont montré une augmentation du taux de mortalité en fonction des concentrations appliquées.

4.3. Effet répulsif de l'HE de *Schinus molle* à l'égard des ravageurs

La répulsion est un mécanisme de défense exercé par les plantes contre les insectes (Ben Slimen & Baoundi, 2016 ; Jayakumar *et al.*, 2017b; Adjou *et al.*, 2019). Ce

phénomène physiologique peut être utilisé pour lutter contre les dégâts causés par ces insectes ravageurs.

Les résultats obtenus dans notre étude montrent que l'HE de *S. molle* a un effet répulsif vis à vis de *R. dominica* et *S. granarius*. Plusieurs auteurs ont testé la répulsion de certaines huiles essentielles extraites de plantes aromatiques telles que *Cannamomum eylanicum* et d'*Eucalyptus citriodora* qui se sont montrés très répulsifs, avec des taux de 90 % et 86,6% respectivement ((De Feo V *et al.*, 2002 ; Kelouche *et al.*, 2010).

Guettal (2021) a montré que le citron a un pouvoir répulsif plus important vis à vis des adultes de *S. granarius* par rapport à l'azadirachtine et la combinaison. Les résultats de Hanif *et al.* (2016) ont également montré une activité répulsive de l'azadirachtine vis-à-vis de *Tribolium castaneum* et de *R. dominica* avec des taux de 77,66% et 81,48% respectivement. Dans d'autres études, l'exposition du charançon du riz, *Sitophylus oryzae* au *Psidium guajava*, *Citrus reticulata*, *Citrus limon*, *Citrus sinensis* et *Azadirachta indica* a provoqué des effets répulsifs avec une relation dose-réponse (Akhtar *et al.*, 2013). Les travaux de Ben-jemâa *et al.* (2012) ont révélé une activité répulsive de l'HE du Laurier à l'égard de *R. dominica* et *T. castaneum*, même à des doses faibles.

La toxicité et le potentiel répulsif des composés phytochimiques à l'égard des ravageurs dépendent de plusieurs facteurs tels que la composition chimique des huiles et la sensibilité de l'insecte (Casida & Quistad, 1995).

4.4. Effet du traitement sur la composition biochimique de *R. dominica*

Les HES de plusieurs plantes peuvent engendrer des perturbations biochimiques exprimées par une augmentation ou une diminution en différents métabolites (protéines, carbohydrates, lipides) (Yazdani *et al.*, 2013 ; Dris *et al.*, 2017 b ; Gnanamani & Dhanasekaran, 2017). Il est essentiel d'étudier les modifications de la composition biochimique suite au traitement par les insecticides botaniques, pour évaluer et déterminer leur pouvoir toxique (Sak, 2006).

4.4.1. Effet sur le contenu en protéines

Les protéines sont des constituants importants de la cellule et du système vivant, car les différentes enzymes qui réalisent les cascades d'activités métaboliques dans les organismes sont principalement des protéines (Preet & Sneha, 2011). Elles assurent

diverses fonctions, comme la régulation hormonale et le catabolisme enzymatique, et sont incorporées dans la structure cellulaire en même temps que les glucides et les lipides (Cohen, 2010 ; Sugumaran, 2010).

Nécessaires au développement de l'organisme et à sa croissance pour réaliser ses activités vitales (Mojarab-Mahboubkar *et al.*, 2015; Yazdani *et al.*, 2014), les protéines jouent un rôle fondamental dans l'organisme de toutes les espèces biologiques vivantes connues (Mahler *et al.*, 1968).

Les résultats obtenus au cours de notre expérimentation, montrent que l'application de l'HE de *S. molle* sur les adultes de *R. dominica* par fumigation, induit une perturbation du contenu en protéines en l'augmentant.

Des résultats similaires ont été observés chez les adultes de *R. dominica* traités à l'azadirachtine (Tine *et al.*, 2017), à l'*Eucalyptus globulus* et à l'*Artemisia herba-alba* (Aref & Valizadegan, 2015) et chez les larves de *Rhizotrogini* traitées aux extraits hydroalcooliques des feuilles de *Nerium oleander* (Madaci *et al.*, 2008).

Par contre, les résultats de Bouguerra (2019) ont montré une diminution du contenu en protéines suite au traitement des larves de moustiques par l'HE de *T. vulgaris* et *O. vulgare*. De même, les résultats de Guettal (2021) ont révélé cette réduction après traitement des adultes de *S. granarius* par l'huile de *C. limonum*, l'azadirachtine et leur combinaison par fumigation et par ingestion.

L'augmentation du taux de protéines dans notre étude peut être expliquée par une perturbation des fonctions physiologiques et biologiques qui a conduit à la synthèse des différents régulateurs de nature protéique intervenant dans les mécanismes de régulation et de défense dans l'organisme tel que les enzymes, les hormones ... etc.

4.4.2. Effet sur le contenu en glucides

Les glucides forment un groupe de composés très importants. Certains représentent une source d'énergie pour les organismes vivants, soit immédiatement utilisable (tréhalose), soit sous forme de réserves (glycogène) ; d'autres ont un rôle structural (cellulose, chitine, acide hyaluronique) (Nation, 2008). Les taux de glycogène et de tréhalose dans les tissus sont étroitement liés aux événements physiologiques tels que le vol, la mue, et la reproduction (Wiens & Gilbert, 1967 ; Kaufmann & Brown, 2008).

Nos résultats montrent une réduction significative des niveaux de glucides chez les adultes de *R. dominica* traités par l'HE extraite de *S. molle* par fumigation. Des résultats similaires ont été signalés par Guettal (2021), après application de l'huile de citrus et de l'azadirachtine sur les adultes de *S. granarius*. Dris (2018) a noté une perturbation des glucides totaux chez les larves et les pupes de *Cx. pipiens* traitées à l'huile du basilic, de la menthe et de la lavande. De même, Khosravi *et al.* (2011) a remarqué les mêmes observations chez les larves de *Glyphodes pyloalis* traitées avec l'extrait d'*A. annua*.

Dans les conditions de stress, plus de sucres pourraient être métabolisés pour faire face aux dépenses énergétiques (Yazdeni *et al.*, 2014). Cela pourrait être la raison de l'appauvrissement en carbohydrates chez les insectes traités.

4.4.3. Effet sur le contenu en lipides

Les lipides sont également des composants importants formés des acides gras, des phospholipides et des stérols qui font partie intégrante des parois cellulaires des insectes et contribuent également à d'autres fonctions (Chapman, 1998). Les réserves lipidiques semblent être la résultante d'un équilibre entre la prise de nourriture et les dépenses énergétiques indispensables pour certains processus tel que la croissance (Beenackers *et al.*, 1981).

Les résultats obtenus dans notre étude, montrent que le traitement des adultes de *R. dominica* par l'HE extraite de *S. molle* induit une diminution significative du contenu en lipides. Nos résultats sont en accord avec ceux obtenus par Dris *et al.* (2017 b ; 2018) qui ont constaté une réduction du contenu en lipides chez les larves et les pupes de *Cx. pipiens* après traitement au basilic, à la lavande et la menthe et par Guettal (2021) qui a signalé la même observation chez *S. granarius* suite au traitement par le citron et l'azadirachtine. Des résultats similaires ont été observés également par Sharma *et al.* (2011) qui ont rapporté que les teneurs en lipides chez les larves d'*Anophélinés* et de *Culicinés* diminuent de 28,57% et de 25,0% respectivement après traitement avec l'extrait d'*Artemisia annua*.

4.5. Effet du traitement sur les réserves énergétiques et le taux d'épuisement

Lorsqu'un organisme est soumis à un stress, il peut mettre en place des mécanismes pour faire face à l'origine de ce stress, et réduire les dommages causés par ce dernier (Forbes & Forbes, 1997 ; Horns & Hood, 2012).

La majeure partie des réserves énergétiques se trouve sous forme de lipides (Arrese & Soulages, 2010). 90 % de ces lipides consistent en des triglycérides qui possèdent un pouvoir calorique par unité de poids supérieur à celui du glycogène (Gnaiger, 1983). En revanche, les réserves en glycogènes sont mobilisées au cours des cycles de mues et de la métamorphose (Hamburger *et al.*, 1996).

Les sucres représentent une source d'énergie pour les organismes vivants, soit immédiatement utilisable (tréhalose), soit sous forme de réserves (glycogène). Le taux de glycogène et de tréhalose dans les tissus sont étroitement liés aux événements physiologiques tels que le vol, la mue, et la reproduction (Kaufmann & Brown, 2008). Le tréhalose est la fraction la plus importante des glucides circulants. Il joue un rôle métabolique de premier plan dans le cycle de développement (Steele, 1981) et constitue une source énergétique essentielle en libérant le glucose sous l'action d'une enzyme, la tréhalase. Sa concentration dans l'hémolymphe est déterminée par la vitesse de deux processus : son retrait pour les besoins énergétiques de l'insecte et son stockage dans le corps gras (Wyatt, 1967).

De nombreux travaux suggèrent qu'un stress toxique, favorise l'activation de certaines voies métaboliques, qui se traduit par une réduction des réserves énergétiques (Koehn & Bayne, 1989 ; Calow & Sibly, 1990).

Nos résultats ont montré une diminution significative des réserves énergétiques chez les adultes de *R. dominica* traités par fumigation avec le *Schinus molle* et avec les deux concentrations testées (CL₂₅ et CL₅₀). Des résultats similaires ont été notés chez les adultes de *S. granarius* traités par fumigation ou par ingestion avec le citron et l'azadirachtine appliqué seul et combiné et avec les deux concentrations testées (CL₂₅ et CL₅₀) (Guettal, 2021). Mêmes observations ont été signalées chez *Spodoptera littoralis* traité avec *Azadirachta indica* et *Citrullus colocynthis* (Rawi *et al.*, 2011), chez *T. castaneum* et *C. maculatus* traités avec les HEs de cardamome, cannelle et muscade (Tarigan & Harahap, 2016), chez *Plodia interpunctella* traité avec *Artemisia*

Khorassabica et *Vitex pseudo-negundo* (Borzoui *et al.*, 2016) et chez *Glyphodes pyloalis* exposé à un extrait d'*Artemisia annua* et *Rosmarinus officinalis* (Khosravi *et al.*, 2010; Yazdani *et al.*, 2013). Plusieurs travaux réalisés sur les moustiques traités par les huiles essentielles ont montré également cette perturbation (Dris, 2018 ; Bouguerra, 2019 ; Guenez, 2020, Seghier *et al.*, 2020 ; Zeghib *et al.*, 2020)

En revanche, les larves de *Spodoptera littoralis* traitées par les huiles d'*Allium sativum* et de *Citrus limonum* ont montré une augmentation de la teneur en glucides (Ali *et al.*, 2017). Askar *et al.* (2016) ont signalé que l'application d'huile de girofle chez les adultes de *S. oryzae*, *S. zemais* et *S. granarius* a induit une élévation des niveaux de lipides.

L'utilisation des lipides comme source d'énergie induit un phénomène de lipolyse permettant aux organismes de les dégrader afin de produire l'énergie nécessaire à leur métabolisme de base (réaction enzymatique, synthèse moléculaire) (Gismondi, 2012a). Chez *Daphnia magna*, les premières réserves énergétiques mobilisées au cours d'un stress toxique sont les réserves lipidiques (De Coen & Janssen, 1997).

L'épuisement des lipides après traitement aux produits toxiques pourrait être dû à une altération de leurs synthèse (Klowden, 2007), à un dysfonctionnement hormonal qui contrôle le métabolisme lipidique (Steel, 1981), à l'utilisation de ces réserves métaboliques (Sak *et al.*, 2006), à la formation des lipoprotéines, à la réparation des dommages cellulaires et à l'augmentation de la lipolyse pour fournir de l'énergie (Wright, 1993 ; Steele, 1985).

Une réduction similaire de ces réserves énergétiques a été observée dans des études antérieures portant sur différents types de facteurs de stress : environnemental (Muturi *et al.*, 2011), nutritionnel (Vantaux *et al.*, 2016), chimique (Sneha, 2011; Rivero *et al.*, 2011) ou d'origine botanique (Senthilkumar *et al.*, 2009; Vinayagam *et al.*, 2008).

4.6. Effet des HEs sur les acides nucléiques

Les êtres vivants sont constitués de certaines biomolécules complexes (acides nucléiques et protéines) intervenant dans certains processus physiologiques notamment la reproduction (Bergeron & Regnault, 1980).

L'exposition à des xénobiotiques, induit des changements dans le matériel génétique ainsi que dans la protéosynthèse car il a été prouvé que certains de ces molécules (par

exemple, le DDT) agissent au niveau cellulaire et stimulent la transcription des gènes. Ces substances semblent affecter soit les histones ou les protéines acides qui sont impliqués dans le contrôle de l'expression génétique (Vladmir *et al.*, 1991).

Notre étude montre que les acides nucléiques chez les adultes de *R. dominica* traités à l'HE de *S. molle* sont perturbés. Les résultats obtenus révèlent une diminution du taux d'ADN et une augmentation du taux d'ARN. Nos résultats peuvent justifier cette perturbation par la synthèse de l'ARN messenger au cours de la transcription de l'ADN. Par contre, plusieurs études ont signalé une réduction du taux d'ADN et d'ARN, suite à une exposition aux pesticides (Rathod *et al.*, 2009). Chez *Danio rerio* (Cyprinidae), la teneur en ADN semble être affectée après l'action directe de la lambda-cyhalothrine et l'extrait de neem (Nutan *et al.*, 2010). L'application de certains régulateurs de croissance tels que le RH-2485 et le RH-5992 a provoqué une élévation du taux d'ADN au niveau des testicules des adultes d'*Ephestia kuehniella* (Bouzeraa, 2009). De plus, Une augmentation du taux d'acides nucléiques a été enregistrée par Soltani-Mazouni & Hami (2010) après traitement des femelles d'*E. Kuehniella* par le RH-5992. Les travaux réalisés sur *E. kuehniella* ont montré que l'application du Lisinopril stimule la synthèse des acides nucléiques testiculaires et ovariens (Bensalem-Djidi, 2014).

4.7. Effet du traitement sur les enzymes digestives

L'intestin des insectes est différencié en trois régions incluant l'intestin antérieur, l'intestin moyen et l'intestin postérieur. Parmi ces trois régions, l'intestin moyen a été le plus étudié puisqu'il est le siège de la synthèse et de la sécrétion des enzymes digestives, mais aussi, un site de digestion et d'absorption des nutriments (Shanbhage & Tripathi, 2009 ; Lemaitre & Miguel-Aliaga, 2013).

L'intestin moyen est également affecté par différents types de substances toxiques conduisant à une perturbation de la croissance et du développement des insectes par le biais de changements des événements physiologiques associés à la prise de nourriture, l'absorption et la transformation des nutriments (Mordue & Blackwell, 1993).

Dans l'intestin, les enzymes digestives hydrolysent les macromolécules alimentaires en des molécules plus petites facilitant ainsi leur absorption. Les protéines, l'amidon et les triglycérides constituent la majorité des macromolécules alimentaires et sont hydrolysés respectivement par les protéases, les amylases et les lipases. La synthèse et la sécrétion des enzymes digestives sont contrôlées durant le processus de digestion par différents

mécanismes nerveux, hormonal paracrine et prandial (Lehane *et al.*, 1995). La digestion est également influencée par les conditions physico-chimiques de l'intestin principalement le pH (Douglas, 2013).

Plusieurs études ont montré que l'alimentation est nécessaire à la stimulation des activités digestives (Sibley, 1981; Broadway & Duffey, 1988). Dans le cadre de cette étude, l'exposition des adultes de *R. dominica*, à des doses létales de l'HE de *S. molle* a réduit l'activité spécifique de quatre enzymes digestives : α -amylase, chitinase, lipase et protéase.

En effet, toute perturbation dans l'activité des enzymes digestives réduit l'accès aux éléments nutritifs indispensables au bon fonctionnement de l'organisme. De plus, cette réduction dans la capacité d'utilisation des nutriments peut se répercuter sur la conversion de l'énergie nécessaire à la production de la biomasse et l'induction de l'activité d'enzymes nécessaire à la détoxification (Tanzubil & McCaffery, 1990; SenthilNathan & Kalaivani, 2005).

Les lipases jouent un rôle très important dans le stockage et la mobilisation des lipides. Ces enzymes interviennent également dans plusieurs processus physiologiques comme la reproduction, la croissance et la défense contre les agents pathogènes (Lemaitre & Miguel-Aliaga, 2013).

Les lipides sont essentiels pour toutes les formes de vie et ils remplissent un éventail important de fonctions chez les insectes. Les principaux lipides chez les insectes sont les triacylglycérols (TAGs), les diacylglycérols (DAG), les phospholipides, les hydrocarbures et les esters de cire (Jurenka *et al.*, 1988). Les triacylglycérols (TAGs) constituent un composant lipidique majeur dans l'alimentation des insectes et leurs processus de digestion et d'absorption sont très similaires à ceux des mammifères (Canavoso *et al.*, 2004).

Nos résultats montrent que l'extrait de l'HE de *S. molle* a réduit l'activité de lipase. Les travaux de Senthil Nathan *et al.* (2006) ont montré que le traitement de *Cnaphalocrocis medinalis* (Lepidoptera : Pyralidae), avec l'azadirachtine a diminué considérablement le niveau d'activité de la lipase dans l'intestin moyen. Les travaux de Zibae & Bandani (2010) ont montré que l'extrait d'*A. annua* a causé la réduction de l'activité lipase chez l'*E. integriceps*. Les effets de l'azadirachtine sur l'activité des lipases varient en fonction de la dose appliquée ; plusieurs travaux montrent que le neem ou l'un de ces dérivés

diminuent l'activité des lipases intestinales chez différentes espèces d'insectes (SenthilNathan *et al.*, 2006 ; Zibae & Bandani, 2009 ; Khorsravi & Sendi, 2013).

L' α -amylase est une enzyme endo-digestive hydrolyse les liaisons des polysaccharides tels que l'amidon en maltose (disaccharide) et le glycogène en glucose (Terra & Ferriera, 2005).

Nos résultats montrent que l'huile du faux poivrier a réduit l'activité amylase, ce qui concorde avec plusieurs travaux. La réduction de l'activité amylase sous l'effet de l'azadirachtine a été rapportée chez *P. americana* (Paranagama *et al.*, 2001), *P. interpunctella* (Rharrabe *et al.*, 2008), *Glyphodes pyloalis* (Khosravi & Sendi, 2013) et *Tribolium castaneum* (Sami, 2014). Selon Lai *et al.* (2014), l'azadirachtine réprimerait l'expression des gènes codant pour l' α -amylase au niveau de l'intestin moyen de *D. melanogaster*.

Les expériences de Mehrabadi *et al.* (2011) menées sur quatre ravageurs de stocks, dont *C. maculatus*, *R. dominica*, *S. granarius* et *T. granarium*, montrent que les extraits de plantes ont provoqué une activité inhibitrice sur les α -amylases variant de près de 4 % à 95 % d'inhibition. Les extraits de *D. stramonium* et *R. officinalis* avaient la plus forte activité inhibitrice d'amylase par rapport aux autres extraits, tandis que les extraits méthanoliques de *P. harmala* et de *T. vulgaris* présentaient la plus faible activité inhibitrice. Zibae *et al.* (2008a) ont montré qu'avec l'élévation des temps d'exposition au traitement, l'activité de cette enzyme diminue chez les larves de *Chilo suppressalis*.

Les protéases sont des enzymes qui catalysent l'hydrolyse des protéines, en scindant la liaison peptidique qui lie deux acides aminés dans une chaîne peptidique (Pascual-Ruiz *et al.*, 2009). Nos résultats montrent que l'HE de *S. molle* a réduit l'activité protéase.

L'application de l'azadirachtine entraîne également une diminution de cette activité chez les larves et les adultes de *D. melanogaster* et ce avec un effet dose. Des résultats similaires ont été rapportés chez *P. americana* (Paranagama *et al.*, 2001) et *G. pyloalis* (Khosravi & Sendi, 2013) traitées à l'azadirachtine.

Les chitinases sont des enzymes qui hydrolysent les liaisons glycosidiques des molécules de chitine lors des processus de croissance des insectes, plus précisément, elles hydrolysent les liaisons β -(1-4) des résidus de N-acétyl- β -D-glucosamine (Merzendorfer & Zimoch, 2003) et interviennent dans la formation et la dégradation de

la membrane périthrophique qui protège l'épithélium intestinal (Shen & Jacobs-Lorena, 1997).

La chitine est un biopolymère très répandu dans la nature qui est produit par les insectes en particulier. Elle est le composant majeur de la cuticule qui constitue l'exosquelette chez les insectes. La chitine est également présente dans la matrice périthrophique, couche protectrice de l'intestin moyen des insectes contre l'attaque de pathogènes ou de toxines (Merzendorfer & Zimoch, 2003).

Les inhibiteurs de chitinases constituent une voie prometteuse dans l'élaboration de nouveaux bioinsecticides et une cible d'intérêt dans le développement de moyens de lutte alternatifs aux pesticides utilisés contre les ravageurs des cultures (Saguez, 2007). Nos résultats montrent que l'HE de *S. molle* réduit l'activité chitinase. Des résultats similaires ont été rapportés chez les larves et les adultes mâles et femelles de *D.*

melanogaster traités avec l'azadirachtine (Bezzar, 2016).

4.8. Effet du traitement sur les biomarqueurs

Les biomarqueurs sont des importants éléments d'évaluation des risques écologiques liés à la pollution, qui mesurent l'interaction entre un système biologique et un agent environnemental (Who, 1993).

L'acquisition de cette résistance est définie comme la capacité d'une espèce à tolérer des doses de produit toxique habituellement létales (Ishaaya, 2001), pour survivre et se reproduire (Magnin *et al.*, 1985). Ce phénomène est assuré par un nombre de mécanismes qui sont capables de détoxifier les xénobiotiques en métabolites moins toxiques (Soderlund, 1997). Ces derniers sont classés en trois phases :

La phase I est dû à une diminution de la pénétration cuticulaire qui est un mécanisme de résistance de moindre importance mais qui peut contribuer en association avec d'autres à augmenter le niveau de résistance (Georghiou, 1994; Pasteur & Reymond, 1996; Taylor & Feyereison, 1996).

La phase II relativement la plus importante, assure une bonne détoxification des xénobiotiques. Il est lié à une augmentation du taux des diverses enzymes de détoxification (Sodrlund, 1997) telles que les monooxygénases à cytochrome P450 (Kassi *et al.*, 1994; Scott, 1999), l'estérase (Field *et al.*, 1999; Zhu *et al.*, 1999, Harold & Ottea, 2000), la glutathion-S-transférase (Parapanthadara *et al.*, 2000; Yu & AboElghar, 2000; Sun *et al.*, 2001), et la lactate déshydrogénase entre autre (Saleem &

Shakoori, 1987; Ribeiro *et al.*, 1999). Ce sont des enzymes qui introduisent des groupes réactifs ou polaires dans les xénobiotiques (Bernhardt, 2006; Le Goff *et al.*, 2003) et offrent une protection initiale aux insectes contre les insecticides (Werck-Reichhart & Feyereisen, 2000; Le Goff *et al.*, 2003; Bernhardt, 2006; Daborn *et al.*, 2007).

Enfin, la troisième phase, aussi importante que la seconde, traite de l'altération des sites cibles et leur insensibilité aux insecticides. Parmi ces derniers, on note les canaux sodium, les récepteurs GABA et surtout une enzyme du système nerveux, l'acétylcholinestérase (Rufingier *et al.*, 1999 ; Tomita *et al.*, 2000 ; Siegfried & Scharf, 2001).

Plusieurs travaux ont enregistré une inhibition ou une induction de l'activité de différentes enzymes impliquées dans le processus de détoxification suite aux traitements par les métabolites secondaires (Valizadeh *et al.*, 2013; Mahanta *et al.*, 2017). Ces deux types de réponses dépendent de l'évaluation du niveau d'exposition et des effets toxiques de xénobiotiques sur l'organisme ainsi que la sensibilité de l'espèce exposée (Sifi, 2009).

Dans ce sens et pour contribuer à une compréhension de ces mécanismes, nous avons évalué l'effet d'une HE extraite de *S. molle* sur les principaux marqueurs enzymatiques tels que l'AChE, glutathion S-transférases et son cofacteur, le glutathion chez une espèce de ravageur, *R. dominica*.

4.8.1. Effet du traitement sur l'activité spécifique de l'AChE

Pour assurer une transmission brève et efficace au niveau du système cholinergique, l'organisme a besoin d'un contrôle très précis et efficace assurant l'élimination rapide de l'ACh. Cette action est réalisée par une enzyme, l'acétylcholinestérase (Massoulié *et al.*, 1993). L'hydrolyse conduit à la formation de choline, pouvant être récupérée par la membrane pré-synaptique et d'acétate afin de stopper la stimulation du récepteur et par conséquent la repolarisation de la membrane (Charpentier *et al.*, 2000).

L'AChE est une enzyme clé du système nerveux des insectes et représente un biomarqueur de neurotoxicité largement utilisé pour identifier une exposition aux insecticides anticholinestérasiques (Fulton & Key, 2001; Matozzo *et al.*, 2005; Coppage & Matthews, 1975). Cette enzyme est indispensable au bon fonctionnement des synapses cholinergiques (Haubruge & Amichot, 1998).

Si l'action de cette enzyme est bloquée, la membrane post-synaptique se trouve continuellement excitée (Haubruge & Amichot, 1998). L'augmentation de la concentration d'acétylcholine dans le synapse et l'excitation excessive du système nerveux entraînent une liaison prolongée de l'acétylcholine (ACh) à son récepteur postsynaptique, ce qui entraîne une intoxication, notamment une agitation, une hyperexcitabilité, des tremblements, des convulsions et une paralysie, aboutissant finalement à la mort (Estrada Mandaca *et al.*, 1998; Samuel & Laurent, 2005 ; Braquenier, 2009 ; Rajashekar *et al.*, 2014).

L'analyse des résultats obtenus au cours de notre expérimentation révèle une diminution de l'activité de l'AChE chez les adultes de *R. dominica* traités par l'HE de *S. molle*. Plusieurs travaux ont montré une inhibition de l'activité de l'AChE après traitement aux huiles essentielles. Cette inhibition a été également démontrée chez les moustiques suite à un traitement par ces huiles (Dris, 2018 ; Bouguerra, 2019 ; Guenez, 2020). Des résultats similaires ont été signalés par Chaubey (2011; 2017), qui ont observé une diminution de l'activité de l'AChE chez deux ravageurs, *Sitophilus zeamais* et *Sitophilus oryzae* après traitement avec les HEs extraites de deux plantes, *Cuminum cyminum* et *Piper nigrum*. Rattan (2010) a examiné le mécanisme d'action des métabolites secondaires des plantes sur les insectes et il a enregistré plusieurs perturbations physiologiques, telles que l'inhibition d'acétylcholinestérase. Par ailleurs, les HEs de *Syzygium Aromaticum* et de *Xylopiia aethiopica* ont montré une inhibition plus forte de l'AChE par rapport au BChE (Adefeghaa *et al.*, 2015). Hu *et al.* (2015) ont prouvé que le 1,8-cinéole inhibe l'activité de l'AChE et provoque une accumulation excessive d'acétylcholine dans l'espace synaptique, ce qui pourrait être l'une des raisons de la mort des larves de *Sarcoptes scabiei* var. *cuniculi*.

4.8.2. Effet de HE de *schinus molle* sur l'activité spécifique des GSTs

Les glutathion-S-transferases (GSTs) sont des enzymes multifonctionnelles impliquées dans la phase II de détoxification ; catalysant la conjugaison du groupement thiol du « glutathion réduit » à un grand nombre de xénobiotiques exogènes ou endogènes modifiés en composés polaires (Jakoby & Habig, 1980; Liska, 1998; Chelvanayagam *et al.*, 2001 ; Nho & Jeffery, 2001; Boyer, 2006 ; Walters *et al.*, 2009 ;

Sau *et al.*, 2010; Ebadollahi *et al.*, 2013). Ceci résulte en synthèse d'un acide mercapturique qui est ensuite facilement éliminable. Donc, le rôle majeur du glutathion est de convertir des composés lipophiles en molécules hydrophiles facilement excrétables (Habig *et al.*, 1974).

Les GSTs des insectes sont classées en deux groupes, cytosolique et microsomal. Elles sont surtout localisées dans le cytoplasme des cellules, du corps gras et des muscles alaires (Haubruge & Amichot, 1998). Elles permettent le développement de la résistance envers les agents chimiothérapeutiques, les insecticides, les herbicides et les antibiotiques microbiens et jouent un rôle important dans la physiologie du stress, le transport intracellulaire et dans la biosynthèse des hormones (Oppenoorth *et al.*, 1977; Kao & Sun, 1991; George, 1994; Sun *et al.*, 2001 ; Board & Menon, 2013).

Les résultats obtenus au cours de notre étude révèlent une augmentation significative de l'activité spécifique de la GST chez les adultes de *R. dominica* traités par *S. molle* et qui se traduit par une mise en place du processus de détoxification qui est une forme de défense de l'insecte contre le pesticide (Clark, 1986). Par ailleurs, cette surproduction peut être due également à une modification d'un gène régulateur contrôlant le degré d'expression de l'enzyme, et à une augmentation du nombre de copies du gène qui code pour ces enzymes (Cédric, 2008).

Nos résultats sont en accord avec ceux obtenus chez *R. dominica* traitée par l'azadirachtine (Tine *et al.*, 2017), chez les adultes de *S. granarius* traités par deux biopesticides (azadirachtine et HE de *C. limonum*) (Guettal, 2021) et chez les larves L4 de *Cx. pipiens* traitées aux HEs de *T. vulgaris*, d'*O. vulgare* (Bouguerra, 2019) et au basilic (Dris *et al.*, 2017).

L'augmentation de l'activité spécifique des GSTs a aussi été notée chez d'autres insectes traités, avec différentes formulations commerciales d'azadirachtine, comme chez les larves de *Xanthogaleruca luteola* (Coléoptère) traités avec l'Achook (Valizadeh *et al.*, 2013), chez les adultes de *Blattella germanica* traités avec l'azadirachtine (Tine, 2013) ou encore chez les larves de *H. armigera* (Lepidoptère) traitées avec l'Huile de Neem (War *et al.*, 2014).

Par contre, une réduction de l'activité des GSTs a été notée chez les larves de *T. castaneum* traitées à l'huile d'*Agastache foeniculum* (Ebadoollahi *et al.*, 2013), chez les larves de *Cx. quinquefasciatus* traitées à l'HE de *Citrus grandis* (Mahanta *et al.*, 2017)

et les larves de *T. castaneum* traitées aux HEs de six plantes : *Allium sativum*, *Mentha piperita*, *Ocimum basilicum*, *Thymus vulgaris*, *Sesamum indicum* et *Chamaemelum nobile* (El-Aziz *et al.*, 2009).

Chez les insectes, l'augmentation de cette enzyme traduit une mise en place du processus de détoxification qui est une forme de défense de l'insecte contre le pesticide (Clark, 1989), mais sa diminution peut être liée à l'implication de cette enzyme dans la biosynthèse des hormones et aussi dans le transport intracellulaire (Board & Menon, 2013; Enayati *et al.*, 2005).

4.8.3. Effet du traitement sur le taux du GSH

Le glutathion est un tripeptide soluble dans l'eau constitué de trois acides aminés ; glutamate, cystéine et glycine, produit naturellement dans le corps (Meister & Anderson, 1983; Noctor *et al.*, 1998; Kim *et al.*, 2005). Le glutathion est un biomarqueur non-enzymatique qui joue un rôle majeur dans le processus de défense intracellulaire. C'est le principal système impliqué dans la détoxification des ions peroxydes et dans la lutte contre le stress oxydatif (Gannagé-Yared *et al.*, 1998). Il existe sous deux formes, oxydée GSSG et réduite GSH (Yu, 1994 ; Kizek *et al.*, 2004 ; Zehnalek *et al.*, 2004). L'oxydation du glutathion réduit se fait par le glutathion peroxydase et la réduction du glutathion oxydé par le glutathion réductase (GannagéYared *et al.*, 1998).

Une déficience en GSH expose les cellules à un risque de dommage oxydatif grâce à la fonction thiol (-SH) de la cystéine, le glutathion sous sa forme réduite est un composé important pour le maintien de l'équilibre redox de la cellule. Cette fonction thiol peut aussi fixer des fonctions électrophiles et sert donc à la détoxification de nombreux pesticides qui contiennent une telle fonction (Habig *et al.*, 1974). Certains insecticides agissent sur un nombre très limité d'espèces, en augmentant l'activité des différents enzymes impliquées dans la détoxification (Lagadic *et al.*, 1993).

L'analyse des résultats obtenus après détermination du taux du GSH chez les adultes de *R. dominica*, traités par l'HE de *S. molle*, révèle une diminution significative, ce qui est en accord avec plusieurs travaux réalisés. Cette diminution traduit une réduction du

système antioxydant non enzymatique par la consommation accrue de ce cofacteur par les GSTs afin de détoxifier les bioinsecticides (Tine, 2013).

Les mêmes observations ont été signalées chez les adultes de *R. dominica* (Tine *et al.*, 2017), *B. germanica* (Tine *et al.*, 2015) traités à l'azadirachtine, chez les moustiques traités par les HEs de *T. vulgaris* et *O. vulgare* (Bouguerra, 2018) et chez les adultes *S. granarius* traités par le citron, l'azadirachtine et la mixture avec un effet marqué de l'azadirachtine et du citron (Guettal, 2021). Les travaux de Dris (2018) ont montré que les HEs extraites à partir de trois plantes *L. dentata*, *M. piperita* et *O. basilicum* provoquent une réduction du taux de la GSH chez deux espèces de moustiques, *Cs. longiareolata* et *Cx. pipiens*. Les mêmes observations ont été faites chez *S. oryzae* et *R. dominica* traités à l'HE de *Gaultheria procumbens* (Kiran & Prakash, 2015).

En revanche, les travaux de Singh *et al.* (2017) mettent en évidence une augmentation du taux de la GSH chez *S. oryzae* exposée à l'anhydride 2,3-diméthylmaléique et chez *B. germanica* traitée par différents traitements tels que l'azadirachtine (Saci, 2006), le spinosad (Meghlaoui & Mansouri, 2010), l'acide borique (Habes *et al.*, 2006).

Conclusion et perspectives

V. CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Le travail réalisé, nous a permis d'évaluer chez deux espèces de Coléoptère ravageur des denrées stockées, *Rhyzopertha dominica* et *Sitophilus granarius*, l'effet d'une huile essentielle extraite de *Schinus molle*.

Les essais toxicologiques réalisés par fumigation et par ingestion ont permis de déterminer les concentrations létales (CL₂₅ et CL₅₀). Le *S. molle* appliqué présente un effet insecticide avec une relation dose-réponse avec un effet plus marqué sur *R. dominica*. De plus, on note que l'ingestion est le mode d'application le plus efficace par rapport à la fumigation. Le test de répulsion réalisé par la méthode de la zone préférentielle a permis de mettre en évidence le pouvoir répulsif de l'HE de *S. molle* à l'égard des deux espèces, avec un effet plus marqué chez *S. granarius* comparativement à *R. dominica*. L'effet de cette HE a été évaluée sur plusieurs aspects de *R. dominica*: la composition biochimique, les acides nucléiques, les enzymes digestives et les biomarqueurs.

L'étude de la composition biochimique a montré que ce biopesticide appliqué par fumigation, induit un épuisement des réserves énergétiques et une perturbation du contenu en protéines chez les adultes de *R. dominica*.

Le *S. molle* (CL₂₅ et CL₅₀) appliqué sur les adultes de *R. dominica* semble affecter relativement les acides nucléiques par une diminution significative de la quantité d'ADN accompagnée d'une augmentation de la quantité d'ARN.

Les activités spécifiques des enzymes digestives chez les adultes *R. dominica* sont également perturbées sous l'effet du faux poivrier. Les résultats révèlent une diminution significative de l'activité de l' α -amylase, la chitinase, la lipase et la protéase.

Enfin, l'évaluation d'un biomarqueur de neurotoxicité, indique que l'HE de *S. molle* a un effet neurotoxique sur *R. dominica* via une diminution de l'activité spécifique de l'AChE. De plus, cette huile provoque une réduction du taux de la GSH et une augmentation de l'activité de la GST chez les traités comparativement aux témoins, suggérant une induction du processus de détoxication.

En guise des perspectives, nous recommandons de :

- ❖ Cibler d'autres ravageurs afin d'élargir le spectre d'action de cette huile ;
- ❖ Evaluer l'effet de cette huile sur le potentiel reproducteur de *R. dominica* ;
- ❖ Déterminer le profil chimique de cette huile et tester ses composés actifs ;
- ❖ Voir l'impact de cette huile sur la structure histologique du tube digestif pour renforcer les résultats des enzymes digestives étudiées,
- ❖ En dernier lieu, nous suggérons des essais pilotes dans les entrepôts de stockage afin de mieux évaluer l'efficacité de ce traitement in situ.



Résumés

--	--

RESUME

Cette présente étude a pour but d'évaluer les activités insecticides d'une huile essentielle extraite du faux poivrier, *Schinus molle* à l'égard de deux espèces de ravageurs, *Sitophilus granarius* et *Rhyzopertha dominica*. Les effets ont été examinés sur la mortalité, les biomarqueurs enzymatiques (AChE, GSTs) et non-enzymatique (GSH), les réserves nutritionnelles, les acides nucléiques et les enzymes digestives chez *R. dominica*.

Le rendement en HE des feuilles de *Schinus molle* obtenue par hydrodistillation, affiche une valeur de 0,75% de la matière sèche.

Les essais toxicologiques réalisés par fumigation et par ingestion ont révélé l'activité insecticide de cette huile avec une relation dose-réponse. De plus, l'HE de *S. molle* appliquée par ingestion est plus efficace par rapport à la fumigation et *R. dominica* est l'espèce la plus sensible. Le test de répulsion a permis de mettre en évidence le pouvoir répulsif de ce traitement à l'égard de *R. dominica* et *S. granarius*.

Par ailleurs, l'étude biochimique montre que le traitement provoque une augmentation du contenu en protéines et une diminution des réserves énergétiques. De plus, il perturbe le taux des acides nucléiques (ADN et ARN) chez les adultes de *R. dominica*.

Le *S. molle* perturbe également l'activité des enzymes digestives chez les adultes traités comparativement aux témoins. En effet, le traitement réduit l'activité spécifique de l'amylase, de la chitinase, de la protéase et de la lipase.

L'activité enzymatique déterminée chez les adultes traités (CL₂₅ et CL₅₀) à l'huile essentielle a révélé une activité neurotoxique et une induction du système de détoxification, traduites par une inhibition de l'AChE et une augmentation de l'activité des GSTs, respectivement. En outre, une diminution de la GSH a été enregistrée après traitement à l'HE.

Mots clés : *Schinus molle*, Huile essentielle, *Sitophilus granarius*, *Rhyzopertha dominica*, Toxicité, Répulsion, Réserves énergétiques, Acides nucléiques, Enzymes digestives, Biomarqueurs.

--	--

ABSTRACT

The purpose of this study is to determine the effects of this biopesticide on the mortality of *Sitophilus granarius* and *Rhyzopertha dominica*, continue with enzymatic biomarkers (GSH and acetylcholinesterase) and non-enzymatic biomarkers (GSH), nutritional reserves (proteins, lipids, carbohydrates), nucleic acid (DNA and RNA), digestive enzymes (α -amylase, chitinase, lipase, protease) in *R. dominica* only.

The EO yield of *Schinus molle*'s leaves obtained by hydrodistillation is 0.75% of the dry matter.

Toxicological tests revealed the insecticide activity of this treatment with a doseresponse relationship, it is noted that *S. molle* applied by ingestion and also by fumigation is more toxic to *R.dominica* compared to *S.granarius*. In addition, ingestion is the most effective mode of application compared to fumigation. The repulsion test demonstrated the repellence activity of this treatment against *R. dominica* and *S. granarius*.

Moreover, the biochemical study shows that the treatment increases the protein content and reduces the energy reserves.

Nucleic acid levels (DNA and RNA) were also disrupted after treatment of adults with EO.

S. molle disrupts the activity of digestive enzymes in treated adults compared to controls. The treatment reduces the specific activity of α -amylase, chitinases, proteases and lipase especially at high concentration.

Finally, the enzymatic and non-enzymatic biomarkers determined in treated adults (CL₂₅ and CL₅₀) revealed neurotoxicity reflected by a decrease in the AChE activity and induction of the detoxification system, reflected by an increase in the GSTs activity and a decrease in the GSH rate.

Keywords: *Schinus molle*, Essential oil, *Sitophilus granarius*, *Rhyzopertha dominica*, Toxicity, Repulsion, Energy reserves, Nucleic acids, Digestive enzymes, Biomarkers.



ملخص

الغرض من هذه الدراسة هو تحديد تأثيرات هذا المبيد الحيوي على وفيات *Sitophilus granarius*، *Rhyzopertha dominica*. المؤشرات الحيوية الأنزيمية (GST, acetylcholinesterase) وغير الإنزيمية (GSH) (المخزون الطاقوي) والدهون، والكربوهيدرات) وكمية البروتينات، الأحماض النووية (ADN et ARN) الإنزيمات الهضمية) أميلاز ، كيتيناز، ليباز ، البروتياز (لدى *R. dominica* فقط.

الزيت الأساسي المستخلص من أوراق الفلفل البيروفي أو الفلفل الوردي المتحصل عليه عن طريق التقطير المائي يظهر مردود قيمته 75.0% من المادة الجافة.

أظهرت اختبارات السمية أن هذا المبيد يمتلك خصائص المبيدات حشرية، ويلاحظ أنه الزيت المستخلص من أوراق شجرة الفلفل البيروفي المطبقة عن طريق الهضم والتبخير أكثر سمية لدى *R. dominica* بالمقارنة مع *S. granarius*، كما أن السمية عن طريق الهضم أكثر فعالية من التبخير. وقد أتاح اختبار التنافر تسليط الضوء على وجود فعالية طاردة لهذه المبيد ضد *R. dominica*.

من جهة أخرى، تبين دراسة المخزون الطاقوي أن العلاج يزيد من محتوى البروتين ويقلل من احتياطات الطاقة.

كما انه بعد معالجة البالغين بالزيت الأساسي لاحظنا اختلال في قيمة الأحماض النووية (ADN/ARN).

الزيت الأساسي المستخلص من أوراق الفلفل البيروفي يعطل نشاط الإنزيمات الهضمية لدى البالغين المعالجين مقارنة بالشواهد، يقلل العلاج من نشاط الأميلاز ، الكيتيناز، البروتياز ، الليباز خاصة عند التركيز العالي.

وأخيراً، كشفت المؤشرات الحيوية الإنزيمية وغير الإنزيمية التي تمت معاينتها عند البالغين المعالجين بالجرعتين (CL25، CL50) عن تأثير النشاط العصبي مما أدى إلى انخفاض نشاط ACHE ، وتحفيز نظام إزالة السمية بواسطة زيادة في نشاط GSTs وانخفاض في معدل GSH.

الكلمات الرئيسية: الزيت الأساسي، الفلفل البيروفي، *Rhyzopertha dominica* ، *Sitophilus granarius* ،

السمية ، الطرد ، المخزون الطاقوي ، الأحماض النووية ، الإنزيمات الهضمية ، المؤشرات الحيوية.

Références bibliographiques

- Abdelgaleil, S. A. M., Badawy, M. E. I., Shawir, M. S. & Mohamed, M. I. E. (2015).** Chemical composition, fumigant and contact toxicities of essential oils isolated from Egyptian plants against the stored grain insects; *Sitophilus oryzae* L. and *Triboliumcastaneum* (Herbst). Egyptian Journal of Biological Pest Control. 25(3):639647.249(22).
- Abedi, Z., Saber, M., Vojoudi, S., Mahdavi, V., Parsaeyan, E. & Ottea, J. (2014).** Acute, sublethal, and combination effects of azadirachtin and *Bacillus thuringiensis* on the cotton bollworm, *Helicoverpa armigera*. Journal of Insect Science. 14(1).
- Adefeghaa, S.A., Oboha, G., Odubanjoa, T. & Ogunsuyia, O.B. (2015).** A comparative study on the antioxidative activities, anticholin esterase properties and essential oil composition of Clove (*Syzygiumaromaticum*) bud and Ethiopianpepper (*Xylopiiathiopica*). La rivistaitaliana delle sostanze grasse. 92 : 257 – 286.
- Akhtar, M., Arshad, M., Raza, A. B. M., Chaudhary, M. I., Iram, N., Akhtar, N. & Mahmood, T. (2013).** Repellent effects of certain plant extracts against rice weevil, *Sitophilus oryzae*L. (Coleoptera : Curculionidae). International Journal of Agriculture and Applied Sciences. 5(1): 69-73.
- Ali , A., Ahmad, F., Biondi , A., Wang ,Y. & Desneux, N. (2012).**Potential for using *Datura alba* leaf extracts against two major stored grain pests,the khapra beetle *Trogoderma granarium* and the rice weevil *Sitophilus oryzae*. Journal of Pest Science., 85 : 339-366.
- Ali, A. M., Mohamed, D. S., Shaurub, E. H. & Elsayed, A. M. (2017).** Antifeedant activity and some biochemical effects of garlic and lemon essential oils on *Spodoptera littoralis* (Bois du val) (Lepidoptera : Noctuidae). Journal of Entomology and Zoology Studies. 3: 1476-1482.
- Ammar, M. (2015).** Organisation de la chaîne logistique dans la filière des céréales en Algérie Etat et lieux et perspectives, master of science, P121.
- Angelo, Rocco M., and Andrew N. Vladimir (1991) ..** "Hospitality today: an introduction." Hospitality today: an introduction.
- Aoues ,K., Boutoumi ,H. & Benriam ,A. (2017).** État Phytosanitaire du Blé Dur Locale Stocké en Algérie. Revue Agrobiologia, 7(1) : 286-296.
- Aprotosoie, A. C., Spac, A. D., Hancianu, M., Miron, A., Tanasescu ,V. F., Dorneanu, V. & Stanescu, U. (2010).** The chemical profile of essential oils obtained

- from fennel fruits (*Foeniculum vulgare Mill.*). FARMACIA, Vol. 58 (1); pp. 46-54. -
- Aref, S. P. & Valizadegan, O. (2015).** Fumigant toxicity and repellent effect of three Iranian Eucalyptus species against the lesser grain beetle, *Rhyzopertha Dominica* (F.) (Col. : Bostrichidae). Journal of Entomology and Zoology Studies. 3(2): 198-202. -
- Arrese. E. L et Soulages. J. L.,(2010)** . Insect fat body: energy, metabolism, and regulation. Annual Review of Entomology 55, 207–225
- Aryani, D. S. & Auamcharoen, W. (2016).** Repellency and contact toxicity of crude extracts from three Thai plants (Zingiberaceae) against maize grain weevil, *Sitophilus zeamais* (Motschulusky) (Coleoptera : Curculionidae). Journal of Biopesticides. 9(1): 52-62.
- Bakkali, F., Averbeck, S., Averbeck, D. & Idaomar, M. (2008).** Biological effects of essential oils-a review. Food and chemical toxicology. 46(2): 446-475.
- Beenackers, A. M. T., Van der Horst, D. J. & Van Marrewijk, W. J. A. (1981).** Role of Lipids in Energy Metabolism. Energy Metabolism in Insects, Springer. 53-100.
- Bensalem-Djidi, (2014).** Effet de deux hypotenseurs le lisinopril et l'enalapril sur quelques paramètres de la reproduction d'un ravageur des denrées stockées *Ephestia kuehniella*. Thèse de doctorat en Reproduction & Développement animale. Université Badji Mokhtar. Annaba.85p.
- Bernfeld, P. (1955).** Amylases, alpha and beta. *Methods in enzymology I*, 149-158.
- Bernhardt, R. (2006).** Cytochromes P450 as versatile biocatalysts. Journal of Biotechnology. 124(1): 128-145.
- Besard, L., Mommaerts, V., Abdu-Alla, G., & Smagghe, G. (2011).** Lethal and sublethal side-effect assessment supports a more benign profile of spinetoram compared with spinosad in the bumblebee *Bombus terrestris*. Pest Management Science. 67(5): 541–547.
- Besombes, C. (2008).** Contribution à l'étude des phénomènes d'extraction hydrothermomécanique d'herbes aromatiques. Applications généralisées. Thèse Doctorat. Université de La Rochelle. p :41-45.
- Bezzar, R. (2016).** Effets d'un biopesticide, l'azadirachtine, sur un modèle de référence, *Drosophila melanogaster* (Diptera): Toxicité, Développement et Digestion.

Thèse de Doctorat en Sciences. Spécialité : Biologie Animale. Université Larbi Tébessi, Tébessa, 101p.

-Board, P. G. & Menon, D. (2013). Glutathione transferases, regulators of cellular metabolism and physiology. *Biochimica et Biophysica Acta (Bba)-General Subjects*. 1830(5): 3267-3288.

-Borzoui, E., Naseri, B., Abedi, Z. & Karimi-Pormehr, M. S. (2016). Lethal and Sublethal Effects of essential oils from *Artemisia khorassanica* and *Vitex pseudonegundo* against *Plodia interpunctella* (Lepidoptera : Pyralidae). *Environmental Entomology*. 45(5): 1220-1226.

-Bouguerra, N. (2019). Efficacité comparée des extraits de deux plantes, *Thymus vulgaris* et *Origanum vulgare* à l'égard d'une espèce de moustique, *Culex pipiens* : Composition chimique, Toxicité, Biochimie et Biomarqueurs. Thèse de Doctorat en Sciences. Spécialité : Biologie Animale. Université Larbi Tébessi, Tébessa, 137p.

-Boyer, S. (2006). Résistance métabolique des larves de moustiques aux insecticides : Conséquences environnementales. Thèse de Doctorat en sciences. Spécialité : Biologie. Université Joseph Fourier-Grenoble I, 78 p.

-Bradford, M. M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*. 72(1-2): 248-254.

-Braquenier, J. B. (2009). Etude de la toxicité développementale d'insecticides organophosphorés: Analyse comportementale de la souris CD1.

-Broadway, R.M. & Duffey, S.S. (1988). The effect of plant protein quality on insect digestive physiology and the toxicity of plant proteinase inhibitors. *Journal of Insect Physiology* 34, 1111–1117.

-Burton, K. (1956). A study of the conditions and mechanism of the diphenylamine reaction for the colorimetric estimation of deoxyribonucleic acid. *Biochemical journal*, 62(2), 315.

-Camara, A. (2009) . Lutte contre *Sitophilus oryzae* L. (Coleoptera : Curculionidae) et *Tribolium castaneum* Herbst (Coleoptera : Tenebrionidae) dans les stocks de Riz par la technique d'étuvage traditionnelle pratiquée en Basse-Guinée et l'utilisation des huiles essentielles végétales.

- Canavoso, L.E., Frede, S., Rubiolo, E.R.(2004).** Metabolic pathways for dietary lipids in the midgut of hematophagous *Panstrongylus megistus* (*Hemiptera: Reduviidae*). *Insect Biochem. Mol. Biol.*, 34: 845–854.
- Cédric, P. (2008).** Interactions entre insecticides non pyréthriinoïdes et répulsifs pour la lutte contre *Anophelesgambiae* : Mécanismes, efficacité et impact sur la sélection de la résistance. Thèse pour l'obtention du Diplôme de Doctorat. Spécialité : Parasitologie. Université de Montpellier I, 65 p.
- Chapman, R. F. & Chapman, R. F. (1998).** *The insects : Structure and function.* Cambridge University Press.
- Charpentier, A., Menozzi, P., Marcel, V., Villatte, F. & Fournier, D. (2000).** A method to estimate acetyl cholinesterase-active sites and turnover in insects. *Anal. Biochem.* 285, 76-81.
- Chaubey, M.K. 2011.** Fumigant toxicity of essential oils against rice weevil *Sitophilus oryzae* L. (*Coleoptera: Curculionidae*). *Journal of Biological Sciences* 11:411-416.
- Chaubey, M.K. 2017.** Study of insecticidal properties of garlic, *Allium sativum* (*Alliaceae*) and Bel, *Aegle marmelos* (*Rutaceae*) essential oils against *Sitophilus zeamais* L. (*Coleoptera: Curculionidae*). *Journal of Entomology.* 14 (5): 191-198
- Chelvanayagam, G., Parker, M. W. & Board, P.G. (2001).** Fly fishing for GSTs : A unified nomenclature for mammalian and insect glutathione transferases. *Chemico Biological Interactions.* 133: 256-260
- Clark, A. G. (1989).** The comparative enzymology of the glutathione S-transferases from non-vertebrate organisms. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Comparative Biochemistry.* 92(3): 419-446.
- Cohen, E. (2010).** Chapter 2 - Chitin Biochemistry : Synthesis, Hydrolysis and Inhibition. control of dengue vector *Aedes aegypti* (Linnaeus). *Parasitology Research.* 108(6).
- Coppage, D. L. & Matthews, E. (1975).** Brain-acetyl cholinesterase inhibition in a marine teleost during lethal and sublethal exposures to 1,2-dibromo-2,2-dichloroethyl dimethyl phosphate (naled) in seawater. *Toxicol Appl Pharmacol* 31, 128-33.
- Cseke, L.J., Kirakosyan, A., Kaufman, P.B., Warber, S., Duke, J.A., Briemann, H.L. (1999).** *Natural products from plants* Second edition. CRC, London, Newyork. 551p.

- Daborn, P. J., Lumb, C., Boey, A., Wong, W. & Batterham, P. (2007).** Evaluating the insecticide resistance potential of eight *Drosophila melanogaster* cytochrome P450 genes by transgenic over-expression. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*. 37(5): 512-519.
- De Coen. W. M. et Janssen. C. R., 1997 .** The use of biomarkers in *Daphnia magna* toxicity testing. IV. Cellular energy allocation: a new methodology to assess the energy budget of toxicant-stressed *Daphnia* populations. *Journal of Aquatic Ecosystem Stress and Recovery* 6, 43–55.
- Desneux, N., Decourtye, A.& Delpuech , J.M.(2007).** The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. *Annual Review of Entomology.*, 52: 81-106.
- Djebaili, H. (2013).** L'effet des facteurs d'environnement sur la variation de quelques métabolites secondaires chez deux espèces médicinales : *Juniperus oxycedrus L.* (Cupressacées) et *Schinus molle L.* (Anacardiacees)[Mémoire de Magister]. Université Larbi Ben M'hidi.
- Douglas, A. E. (2013).** Alimentary canal, digestion and absorption. *The Insects: Structure and Function*, 46-80.
- Dris, D. (2018).** Etude de l'activité larvicide des extraits de trois plantes *Mentha piperita*, *Lavandula dentata* et *Ocimum basilicum* sur les larves de deux espèces de moustiques *Culex pipiens* (Linné) et *Culiseta longiareolata*. (Aitken). Thèse de Doctorat en Sciences. Spécialité : Biologie Animale. Université Badji Mokhtar, Annaba, 140 p.
- Dris, D., Tine-Djebbar, F., Bouabida, H. & Soltani, N. (2017).** Chemical composition and activity of an *Ocimum basilicum* essential oil on *Culex pipiens* larvae : Toxicological, biometrical and biochemical aspects. *South African Journal of Botany*. 113: 362-369.
- Duchateau, G. &Florkin, M. (1959).** Sur la tréhalosémie des insectes et sa signification. *Archives Internationales de Physiologie et de Biochimie*. 67(2): 306-314.
- Ebadollahi, A., Khosravi, R., Sendi, J. J., Honarmand, P. &Amini, R. M. (2013).** Toxicity and physiological effects of essential oil from *Agastache foeniculum*(Pursh) Kuntze against *Tribolium castaneum* Herbst (Coleoptera : Tenebrionidae) larvae. *Annual Research and Review in Biology*. 3(4): 649-658.

-Ebrahimifar, J., Jamshidnia, A., Sadeghi, R. & Ebadollahi, A. (2020). Repellency of *Ferulagoangulata* (Schlecht.) Boiss essential oil on two major stored-product insect pests without effect on wheat germination. *International Journal of Tropical Insect Science*. 1-7.

-El-Aziz, A., Mona, F. & El-Sayed, Y. A. (2009). Toxicity and biochemical efficacy of six essential oils against *Triboliumconfusum* (du val) (Coleoptera: Tenebrionidae). *Egyptian Academic Journal of Biological Sciences. A, Entomology*. 2(2): 1-11. -

Ellman, G.L., Courtney, K.D., Andres, V. & Featherstone, R.M. (1961). A new and rapid colorimetric determination of acetylchol esterase activity. *Biochemical Pharmacology*. 7: 88 – 95.

-Enayati, A. A., Ranson, H. & Hemingway, J. (2005). Insect glutathione transferases and insecticide resistance. *Insect Molecular Biology*. 14(1): 3-8.

-Estrada-Mondaca, S., Lougarre, A. & Fournier, D. (1998). Modification of the primary sequence of *Drosophila melanogaster* acetyl cholinesterase to increment in vitro expression. *Arch Insect Biochem Physiol* 38, 84-90.

-Feng, R. & Isman, M.B. (1995). Selection for resistance to azadirachtin in the green peachaphid *Myzuspersicae*. *Experientia*. 51 : 831 – 833.

-Field, L. M., Blackman, R. L., Tyler-Smith, C. & Devonshire, A. L. (1999). Relationship between amount of esterase and gene copy number in insecticideresistance *Myzus persicae* (Sulzer). *Biochem. J.*, 339: 737-742.

Fleurat-Lessard (1994). New trends in stored-grain infestation detection inside storage bins for permanent infestation risk monitoring. Conference: 6th International Working Conference on Stored Product Protection. At: Canberra, Australia. 1/2.

-Fulton, M. H. & Key, P. B. (2001). Acetyl cholinesterase inhibition in estuarine fish and invertebrates as an indicator of organophosphorus insecticide exposure and, effects. *Environ Toxicol Chem* 20, 37-45.

-Gannagé-Yared, M. H., Khneisser, I., Salem, N., Gouyette, A., Loiselet, J., Halaby, G. & Massade, L. (1998). Glutathion et glutathion S-transférase sanguins et leucocytaires : Relation avec la cholestérolémie chez des volontaires sains. *Annales de Biologie Clinique*. 56(3): 321-7.

- Garcia-Carreno, F. L., & Haard, N. F. (1993).** Characterization of proteinase classes in langostilla (*Pleuronco des planipes*) and crayfish (*Pacifastacus astacus*) extracts. *Journal of Food Biochemistry*, 17(2), 97-113.
- Gbolade, A. A., Oyedele, A. O., Sosan, M. B., Adewoyin, F. B. & Soyelu, O. L. (2000).** Mosquito repellent activities of essential oils from two Nigerian *Ocimum* species. *Journal of Tropical Medicinal Plants*, 1(1/2), 146-148.
- George, S. G. (1994).** Enzymology and molecular biology of phase II xenobiotic conjugating enzymes in fish. In: Malins, D.C., Ostrander, G. K. *Aquatic Toxicology Molecular Biochemical and Cellular. Perspectives* Lewis, Boca Raton, FL. 37-85.
- Georghiou, G. P. (1994).** Principles of insecticide resistance management. *Phytoprotection*, 75(4), 51-59.
- Gismondi, E. (2012a).** Étude des systèmes de défenses antitoxiques chez l'amphipode *Gammarus roeseli*: effets du parasitisme et d'une exposition au cadmium. Thèse de doctorat. Université de Lorraine. 310 p.
- Gnaiger, E. (1983).** Calculation of energetic and biochemical equivalents of respiratory oxygen consumption. *Polarographic Oxygen Sensors. Aquatic and Physiological Applications*. H. Forstners and E. Gnaiger Ed. Springer, Berlin. 337–345.
- Goldsworthy, G. J., Mordue, W. & Guthkelch, J. (1972).** Studies on insect adipokinetic hormones. *General and Comparative Endocrinology*. 18(3): 545-551.
- Guenez, R. (2020).** Contribution à l'étude de l'activité larvicide des extraits de certaines plantes sur les larves de trois espèces de moustiques *Culex pipiens* (Linné), *Aedes caspius* (Pallas) et *Culiseta longiareolata* (Aitken). Thèse de Doctorat en Sciences. Spécialité : Biologie Animale. Université Badji Mokhtar, Annaba, 113p.
- Guenez, R. (2020).** Contribution à l'étude de l'activité larvicide des extraits de certaines plantes sur les larves de trois espèces de moustiques *Culex pipiens* (Linné), *Aedes caspius* (Pallas) et *Culiseta longiareolata* (Aitken). Thèse de Doctorat en Sciences. Spécialité : Biologie Animale. Université Badji Mokhtar, Annaba, 113p.
- Guenther, E. (1972).** The essential oils. Volume 4. Robert E. Krieger Publishing Co., Malabar Florida: 551-668.

-
- Guettal, S. (2021).** Effets de deux biopesticides d'origine végétale sur un ravageur des denrées stockées. Thèse de Doctorat en Biologie et Physiologie Animale. Université Larbi Tébessi, Tébessa. 141p.
- Guèye , M .T. (2012).** Gestion intégrée des ravageurs de céréales et de légumineuses stockées au Sénégal par l'utilisation de substances issues de plantes. Thèse de doctorat, Université de Liège – Gembloux Agro-Bio Tech, 216 p.
- Habes, D., Kilani-Morakchi, S., Aribi, N., Farine, J.P. & Soltani, N. (2006).** Boricacidtoxicity to the Germancockroach, *Blattellagermanica* : Alterations in midgut
- Habig, W. H., Pabst, M. J. &Jakoby, W. B. (1974).** Glutathione S-transferases the first enzymatic step in mercapturic acid formation. *Journal of Biological Chemistry*.
- Harold, J.A. & Ottea, J.A. (2000).** Characterization of esterases associated with profenofos resistant in the tobacco budworm *Heliothis virescens* (F). *Arch. Insect. Biochem. Physiol.*, 45: 47-59.
- Haubruge, E. &Amichot, M. (1998).** Les mécanismes responsables de la résistance aux insecticides chez les insectes et les acariens. *Biotechnology Agronomy Society and Environment*. 2(3): 161-174.
- Heydarzade, A. & Moravvej, G. (2012).** Contact toxicity and persistence of essential oils from *Foeniculum vulgare*, *Teucrium polium* and *Satureja hortensis* against *Callosobruchus maculatus* (Fabricius) (Coleoptera : Bruchidae) adults. *Journal of Entomology*.36: 507-518.
- Hirani, Jaysukh J., Dhaval A. Rathod. & Kantilal R., Vadalia. (2009).** "Orally disintegrating tablets: a review." *Tropical journal of pharmaceutical research* 8.2. -
- Homburger. F., Boger. E., (1968) .**The carcinogenicity of essential oils, flavors and spices: A review. *Cancer Res.* 28, 2372-2374.
- Horns. F., Hood. ME., (2012) .** The evolution of disease resistance and tolerance in spatially structured populations. *Ecology and evolution* 2, 1705-1711.
- Hossain, S. &Khalequzzaman, M. (2018).** Repellent and oviposition deterrent activity of leaf extracts of *Azadirachta indica* A. Juss., *Persicaria hydropiper*(L.) Spach. And *Vitexnegundo* Linn. against the melon fruit fly, *Bactrocera cucurbitae*

(Coquillett) (Diptera : Tephritidae). Journal of Entomology and Zoology Studies. 6(2): 2291-2295.

-Hough-Goldstein, J. A. (1990). Antifeedant effects of common herbs on the Colorado potato beetle (Coleoptera : Chrysomelidae). Environmental Entomology. 19(2): 234–238.

-Hu, Z., Chen, Z., Yin, Z., Jia, R., Song, X., Li, L. & al. (2015). In vitro Acaricidal activity of 1,8 cineole against *Sarcoptes scabiei* var. *cuniculi* and Regulating effects on enzyme activity. Parasitology Research. 114 (8) : 2959 – 2967.

-Hubert, J., Stejskal, V., Athanassiou, C. G. & Throne, J. E. (2018). Health hazards associated with arthropod infestation of stored products. Annual Review of Entomology. 63: 553-573.(Ichneumonidae). Belgian Journal of Zoology. 136(1): 53-58.

-Hummelbrunner, L. A. & Isman, M. B. (2001). Acute, sublethal, antifeedant, and synergistic effects of monoterpenoid essential oil compounds on the tobacco cutworm, *Spodoptera litura* (Lep., Noctuidae). Journal of Agricultural and Food Chemistry. 49(2): 715–720.

-Ishaaya, I. (1990). Benzoylphenyl-ureas and other selective control agent, mechanism and application In: Cassida, J.E (Ed) Pesticides and alternatives. Elsevier, Amsterdam, Netherlands. 365-376.

-Islam ,M.S., Hasan, M.M., Lei ,C., Mucha pelzer, T., Mewis,I. & Ulrichs, C. (2010). Direct an admixture toxicity of diatomaceous earth and monoterpenoids against the storage pests *Collosobruchus maculatus* (F.) and *Sitophilusoryzae* (L.).Journal of Pest Science.,83 :105- 12.

-Isman, M. B. (1995). Leads and prospects for the development of new botanical insecticides. Review of Pesticides and Toxicology. 3: 1-20.

-Jayakumar, M., Seenivasan, S. P., Rehman, F. & Ignacimuthu, S. (2017). Fumigant effect of some essential oils against pulse beetle, *Callosobruchus maculatus* (Fab.)(Coleoptera : Bruchidae). African Entomology. 25(1): 193-199.

-Jurenka, R.A., Stanley-Samuelson, D.W., Loher, W., Blomquist, G.J.(1988). De novo biosynthesis of arachidonic acid and 5, 11, 14-eicosatrienoic acid in the cricket *Teleogryllus commodus*. Biochim. Biophys. Acta , 963, 21–27.

-
- Kao, C. H. & Sun, C. N. (1991).** In vitro degradation of some organophosphorus insecticides by susceptible and resistant diamondback moth. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. 41(2): 132-141.
- Kaufmann, C. & Briegel, H. (2004).** Flight performance of the malaria vectors *Anopheles gambiae* and *Anopheles atroparvus*. *Journal of the Society for Vector Ecology*. 29(1): 140-153.
- Keita ,S.M., Vincent ,C., Schkit ,J.P., Rramaswamy, S. & Belanger ,A. (2000).** Effect of various essential oils on *Callosobruchus maculatus* (F) (Coleoptera : Bruchidae). *Journal of stored products research*. 36(4) : pp: 355 – 364.
- Khani, A. & Rahdari, T. (2012).** Chemical composition and insecticidal activity of essential oil from *Coriandrum sativum* seeds against *Tribolium confusum* and *Callosobruchus maculatus*. *International Scholarly Research Notices*.
- Kheloul, L., Anton, S., Gadenne, C. & Kellouche, A. (2020).** Fumigant toxicity of *Lavandula spica* essential oil and linalool on different life stages of *Tribolium confusum* (Coleoptera : Tenebrionidae). *Journal of Asia-Pacific Entomology*. 23(2): 320-326.
- Khosravi, R., & Sendi, J. J. (2013).** Effect of neem pesticide (Achook) on midgut enzymatic activities and selected biochemical compounds in the hemolymph of lesser mulberry pyralid, *Glyphodes pyloalis* Walker (Lepidoptera: Pyralidae). *Journal of Plant Protection Research*, 53(3).
- Khosravi, R., Sendi, J. J., Ghadamyari, M. & Yezdani, E. (2011).** Effect of sweet wormwood *Artemisia annua* crude leaf extracts on some biological and physiological characteristics of the lesser mulberry pyralid, *Glyphodes pyloalis*. *Journal of Insect Science*. 11(1): 1-13.
- KHRIS R., 2015** – Effet bio-insecticide de l’huile d’olive de la variété Chemlal à l’égard de *Rhyzopertha dominica* (Coleoptera : Bostrychidae). Mémoire de Master en Biologie. U.M.M.T.O. 22 - 25.
- Kim, B. J., Choi, C. H., Lee, C. H., Jeong, S. Y., Kim, J. S., Kim, B. Y., Yim, H.S. & Kang, S. O. (2005).** Glutathione is required for growth and prepore cell differentiation in *Dictyostelium*. *Developmental Biology*. 284(2): 387-398.
- Kim, S.-I., Roh, J.-Y., Kim, D.-H., Lee, H.-S., & Ahn, Y.-J. (2003).** Insecticidal activities of aromatic plant extracts and essential oils against *Sitophilus*

oryzae and *Callosobruchus chinensis*. Journal of Stored products research. 39(3): 293–303.

-Kiran, S. & Prakash, B. (2015). Assessment of toxicity, antifeedant activity, and biochemical responses in stored-grain insects exposed to lethal and sublethal doses of *Gaultheria procumbens* L. essential oil. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 63(48): 10518-10524.

-Kizek, R., Vacek, J., Trnkova, L. & Jelen, F. (2004). Cyclic voltammetric study of **-Kljajić, P. & Perić, I. (2006).** Susceptibility to contact insecticides of granary weevil *Sitophilus granarius* (L.) (Coleoptera: Curculionidae) originating from different locations in the former Yugoslavia. Journal of Stored Products Research, 42(2), 149-161.

-Klowden, M.J. (2007). Physiological systems in insects, Amsterdam: Elsevier, Academic Press, 688 p.

-Koehn. R. K et Bayne. B. L., (1989) . Towards a physiological and genetical understanding of the energetics of the stress response. Biological Journal of the Linnean Society 37, 157–171.

-Lagadic, L., Cuany, A., Bergé, J.B. & Echaubard, M. (1993). Purification and partial characterization of glutathione S-transferases from insecticide-resistant and lindane-induced susceptible *Spodopteralittoralis* (Boisd.) larvae. Insect Biochemistry and Molecular Biology. 23(4): 467-474.

-Lai, D., Jin, X., Wang, H., Yuan, M. & Xu, H. (2014). Gene expression profile change and growth inhibition in *Drosophila larvae* treated with azadirachtin. Journal of biotechnology, 185, 51-56.

-Laurent bouby. (2003). de la récolte au stockage éclairages carphologiques sur les opérations de traitement des céréales à l'âge du bronze dans le sud de la France. Editions APDCA, Antibes.

-Lavialle-Defaix, C., Moignot, B., Legros, C., & Lapied, B. (2010). How does calcium- dependent intracellular regulation of voltage-dependent sodium current increase the sensitivity to the oxadiazine insecticide indoxacarb metabolite decarbomethoxylated.

-
- Le Goff, G., Boundy, S., Daborn, P. J., Yen, J. L., Sofer, L., Lind, R., Sabourault, C. & Madi-Ravazzi, L. (2003).** Microarray analysis of cytochrome P450 mediated insecticide resistance in *Drosophila*. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*. 33(7): 701-708.
- Lehane, M. J., Blakemore, D., Williams, S. & Moffatt, M. R. (1995).** Regulation of digestive enzyme levels in insects. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 110(2), 285-289.
- Lemaitre, B. & Miguel-Aliaga, I. (2013).** The digestive tract of *Drosophila melanogaster*. *Annual review of genetics*, 47, 377-404.
- Lemaitre, B. & Miguel-Aliaga, I. (2013).** The digestive tract of *Drosophila melanogaster*. *Annual review of genetics*, 47, 377-404.
- Liska, D. J. (1998).** The detoxification enzyme systems. *Alternative Medicine -*
- Madaci, B., Merghem, R., Doumandji, B. & Soltani, N. (2008).** Effet du *Nerium oleander*, laurier-rose, (Apocynaceae) sur le taux des protéines, l'activité de l'AChE et les mouvements des vers blancs Rhizotrogini, (Coleoptera Scarabaeidae). *Sciences and Technologie*. 27: 73-78.
- Magnin, M., Fournier, D. & Pasteur, N. (1985).** Mécanismes physiologiques de la résistance des insectes aux insecticides. *Entomol. Medica et Parasitol.*, 4 :273-280.
- Mahanta, S., Khanikor, B. & Sarma, R. (2017).** Potentiality of essential oil from *Citrus grandis* (Sapindales: *Rutaceae*) against *Culex quinquefasciatus* say (Diptera: *Culicidae*). *J. Entomol. Zool. Stud*, 5(3), 803-809.
- Mahler, H. R. & Cordes, E. H. (1968).** *Biological Chemistry*. Harper and Row. New York. 600: 568.
- Mammar, D. et Gada, L. (2013).** Caractérisation et effet bioinsecticide de deux variétés de l'huile d'olive (Chemlal, Azeradj) à l'égard de deux insectes ravageurs des denrées stockées *Rhyzopertha dominica* (Coleoptera : Bostrychidae) et *Tribolium castaneum* (Coleoptera : Tenebrionidae). 22 - 27.
- Mason, J. R. (1990).** Evaluation of d-pulegone as an avian repellent. *The Journal of Wildlife Management*, 54(1), 130–135.

-Massoulié, J., Pezzerenti, L., Bon, S., Krejci, E. & Vallette, F. M. (1993). Molecular and cellular biology of cholinesterases. *Prog Neurobiol* 41, 31-91.

-Matozzo, V., Tomei, A. & Marin, M. G. (2005). Acetyl cholinesterase as a biomarker of exposure to neurotoxic compounds in the clam *Tapes philippinarum* from the Lagoon of Venice. *Marine Poll Bull* 50, 1686-1693.

- **Meghlaoui, Z. & Mansouri, K. (2010).** Effet d'un bioinsecticide, le spinosad sur *Blattella germanica* (Dictyoptera : Blattellidae) : Activité spécifique de la GST et du GSH. Mémoire pour l'obtention du Diplôme de Master Université de Badji Mokhtar. Annaba. p 7-21.
- **Mehrabadi, M., Bandani, A. R., Saadati, F. & Mahmudvand, M. (2011).** α Amylase activity of stored products insects and its inhibition by medicinal plant extracts.
- **Meister, A. & Anderson, M. E. (1983).** Glutathione. Annual Review of Biochemistry. 52(1): 711-760.
- **Merzendorfer, H. & Zimoch, L. (2003).** Chitin metabolism in insects: structure, function and regulation of chitin synthases and chitinases. Journal of Experimental Biology, 206(24), 4393-4412.
- **Miller, G. L. (1959).** Use of dinitrosalicylic acid reagent for determination of reducing sugar. *Analytical chemistry*, 31(3), 426-428.
- **Mohammadi, A., Ahmadzadeh, T., Sani, A., Ameri, A., Imani, E. M. Golmakani, & Kamali, H. (2015).** Seasonal variation in the chemical composition, antioxidant activity, and total phenolic content of *Artemisia absinthium* essential oils. *Pharmacognosy Res.* 2015 Oct-Dec; 7(4): 329-334
- **Mordue, A. J. & Blackwell, A. (1993).** Azadirachtin: an update. Journal of insect physiology, 39(11), 903-924.
- **Muturi, E. J., Kim, C. H., Alto, B. W., Berenbaum, M. R. & Schuler, M. A. (2011).** Larval environmental stress alters *Aedes aegypti* competence for Sindbis virus. *Tropical Medicine and International Health.* 16(8): 955-964.
- **Nathan, S. S., Chung, P. G. & Murugan, K. (2006).** Combined effect of biopesticides on the digestive enzymatic profiles of *Cnaphalocrocis medinalis* (Guenée) (the rice leaf folder) (Insecta: Lepidoptera: Pyralidae). *Ecotoxicology and environmental safety*, 64(3), 382-389.

-
- Nathan, S. S., Kalaivani, K., Murugan, K. & Chung, P. G. (2005).** The toxicity and physiological effect of neem limonoids on *Cnaphalocrocis medinalis* (Guenée) the rice leaffolder. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 81(2): 113-122.
- Nation, J.L. (2008).** *Insect physiology and biochemistry*, 2nd ed. CRC Press, London.
- Nho, C. W. & Jeffery, E. (2001).** The synergistic upregulation of phase II detoxification enzymes by glucosinolate breakdown products in cruciferous vegetables. *Toxicology and Applied Pharmacology*. 174(2): 146-152.
- Noctor, G., Arisi, A. C. M., Jouanin, L., Kunert, K. J., Rennenberg, H. & Foyer, -Nutan, Mohammad TH. & Indra K. Reddy.(2010).**"General principles of suspensions." *Pharmaceutical suspensions*. Springer, New York, NY, 39-65. -
- Oppenoorth, F. J., Smitsaert, H. R., Welling, W., Van der Pas, L. J. T. & Hitman, K. T. (1977).** Insensitive acetylcholinesterase, high glutathione-S transferase, and hydrolytic activity as resistance factors in a tetrachlorvinphos resistant strain of house fly. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. 7(1): 34-47.
- Paranagama, P.A., Kodikara, K.A.B.C.H., Nishantha, H.M.I., & Mubarak, A.M. (2001).** Effect of azadirachtin on growth and the activity of midgut enzymes of the cockroach *Periplaneta americana*. *J Natl Sci Found*. 29: 69-79.
- Parapanthadara, L., Promtet, N., Koottathep, S., Sombon, P. & Ketterman, A.J. (2000).** Soenzymes of glutathion S-transferase from mosquito *Anopheles* species B: the purification, èpartial characterization and interaction with various insecticides. *Insect. Biochem. Mol Biol.*, 30: 395-403.
- Pascual-Ruiz, S., Carrillo, L., Alvarez-Alfageme, F., Ruiz, M., Castanera, P. & Ortego, F. (2009).** The effects of different prey regimes on the proteolytic digestion of nymphs of the spined soldier bug, *Podisus maculiventris* (Hemiptera: Pentatomidae). *Bulletin of entomological research*, 99(5), 487.
- Pasteur, N. & Raymond, M. (1996).** Insecticide resistance genes in mosquitoes: their mutations, migration and selection in field population. *Journal of Heredity.*, 87 : 444449.

-
- Pavela, R. (2004).** Insecticidal activity of certain medicinal plants. *Fitoterapia*, 75(78), 745-749.
- Pavela, R. (2005).** Insecticidal activity of some essential oils against larvae of *Spodoptera littoralis*. *Fitoterapia*, 76(7-8), 691-696.
- Pimentel, M.A.G., Faroni, L.R.D., Gudes, R.N.C., Sousa, A.H. & Totola M.R. (2009).** Phosphine Resistance in Brazilian populations of *Sitophilus zeamais* *Motschulsky* (Coleoptera: Curculionidae). *Journal of Stored Products Research.*, 45:71-74.
- Pinho, A. I., Wallau, G. L., Nunes, M. E. M., Leite, N. F., Tintino, S. R., da Cruz, L. C., da Cunha, F. A. B., da Costa, J. G. M., Douglas Melo Coutinho, H. & Posser, T. (2014).** Fumigant activity of the *Psidium guajava* var. *Pomifera* (Myrtaceae) essential oil in *Drosophila melanogaster* by means of oxidative stress. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*. 2014: 1-8.
- Preet, S. & Sneha, A. (2011).** Biochemical evidence of efficacy of potash alum for the control of dengue vector *Aedes aegypti* (Linnaeus). *Parasitology research*, 108(6), 1533-1539.
- Rajashekar, Y., Raghavendra, A. & Bakthavatsalam, N. (2014).** Acetyl cholinesterase inhibition by biofumigant (Coumaran) from leaves of *Lantana camara* stored grain and house hold insect pests. *International Journal Of Biological and Medical Research*. 1 – 6.
- Rajendran, S. (2002).** Postharvest pest losses. *Encyclopedia of Pest Management* (Print), 654–656.
- Rajendran, S., & Sriranjini, V. (2008).** Plant products as fumigants for stored product insect control. *Journal of stored products Research*. 44(2): 126–135.
- Rawi, S. M., Bakry, F. A., & Al-Hazmi, M. A. (2011).** Biochemical and histopathological effect of crude extracts on *Spodoptera littoralis* larvae. *Journal of Evolutionary Biology Research*. 3(5): 67-78.
- Rebeiro, S., Guilhermino, L., Sousa, J.P. & Soares, A.M.V.M. (1999).** Novel bioassay based on acetylcholinesterase and lactate dehydrogenase activities to evaluate the toxicity of chemicals to soil isopods. *Ecotoxicol. Environ. Safety.*, 44 : 287-293.

- **-Regnault, Paulc. &Antonio Alfaro (1980).** "The Skoog rhinoplasty: a modified technique." *Plastic and reconstructive surgery* 66.4 578-590.

Regnault-Roger C. (2005). Enjeux phytosanitaires pour l'agriculture et l'environnement. (ed.), Fabres Gérard (collab.), Philogène B.J.R. (collab.). Paris: Lavoisier, 1013 p. ISBN 2-7430-0785-0.

-Regnault-Roger, C. (2002). De nouveaux phyto-insecticides pour le troisième millénaire. In : Philogène B.J.R, Regnault-Roger C. & Vincent C., coord. Biopesticides d'origine végétale. Paris : Lavoisier-Éditions Tec et Doc. Pp : 19-39.

-Relinger , L ., Zettie, J. & Davis, R.(1988). Evaluation of primiphos methyl as a protection for export grain. JEcon.Ent ;81 :718-21 .

-Rharrabe, K., Amri, H., Bouayad, N. & Sayah, F. (2008). Effects of azadirachtin on post-embryonic development, energy reserves and α -amylase activity of *Plodia interpunctella* Hübner (Lepidoptera: Pyralidae). Journal of Stored Products Research, 44(3), 290-294.

-Rivero, A., Magaud, A., Nicot, A. & Vézilier, J. (2011). Energetic cost of insecticide resistance in *Culex pipiens* mosquitoes. Journal of Medical Entomology. 48(3): 694-700.

-Rufeingier, C., Pasteur, N., Lagnel, J., Martin, C. & Navajas, M. (1999). Mechanisms of insecticide resistance in the aphid *Nesonovia ribisnigri* (Mosley) (Homoptera : Aphididae) from France. Insect. Biochem. Mol. Biol., 29 : 385-391.

-Saci, R. (2006). Effet d'un régulateur de croissance, l'azadirachtine chez *Blattella germanica* (Dictyoptera : Blattellidae): physiologie, activité enzymatique et comparaison de la détoxification avec d'autres groupes de pesticides. Mémoire de Magister, Université de Badji Mokhtar- Annaba, 94 p.

-Saeidi, M., Moharramipour, S. & Sefidkon, F. (2014). Chemical composition and fumigant toxicity of three citrus essential oils against eggs, larvae and adults of *Callosobruchus maculatus* (Col. : Bruchidae). Journal of Entomological Society of Iran. 34(3): 17-25.

-Saguez, J. (2007). Dérégulation des activités chitinases: vers de nouvelles perspectives de lutte contre les aphides (Doctoral dissertation, Université de Picardie Jules Verne).

Sak, O., Uçkan, F., & Ergin, E. (2006). Effects of cypermethrin on total body weight, glycogen, protein, and lipid contents of *Pimpla turionellae* (L.)(Hymenoptera: Ichneumonidae).

-Saleem, M.A. & Shakoori, A.R. (1987). Joint effects of dimilin and Ambush on enzyme activities of *Tribolium castaneum*. Pestic. Biochem. Physiol., 29 : 127-137.

-Sami, A. J. (2014). Azadirachta indica derived compounds as inhibitors of digestive amylase in insect pests: potential bio-pesticides in insect pest management. Eur. J. Exp. Biol. 4 (1): 259-264.

-Samuel, O. & St-Laurent, L. (2005). Profil toxicologique des insecticides retenus pour le contrôle des insectes adultes impliqués dans la transmission du virus du Nil occidental au Québec.

-Sau, A., Tregno, F. P., Valentino, F., Federici, G. & Caccuri, A. M. (2010). Glutathione transferases and development of new principles to overcome drug resistance. Archives of Biochemistry and Biophysics. 500(2): 116-122.

-Schneider M.I., Smaghe G., Pineda S., Vinuela E., 2004. Action of insect growth regulator insecticides and spinosad on life history parameters and absorption in third-instar larvae of the endoparasitoid *Hyposoter didymator* .Biological Control.31 : 189-198.

-Schneider, W. C. (1957). Determination of nucleic acids in tissues by pentose analysis. [99]

-Scott, J.G. (1999). Cytochrome P450 and insecticide resistance. Insect. Biochem. Mol. Biol., 29: 757-777.

-Shanbhag, S. & Tripathi, S. (2009). Epithelial ultrastructure and cellular mechanisms of acid and base transport in the *Drosophila* midgut. Journal of Experimental Biology, 212(11), 1731-1744.

-Sharma, P., Mohan, L., Dua, K. K. & Srivastava, C. N. (2011). Status of carbohydrate, protein and lipid profile in the mosquito larvae treated with certain phytoextracts. Asian Pacific Journal of Tropical Medicine. 4(4): 301-304.

- **Shen, C.R., Chen, Y.S., Yang, C.J., Chen, J.K., Liu, C.L. (2010).** Colloidchitin azure isadispersible, lowcostsubstrate for chitinase measurements in a sensitive, fast reproducible assay. *Biomol. Screen* 15: 213-217.

-**Shibko, S., Koivistoinen, P., Tratnyek, C.A., Newhall, A.R. & Friedman, L. (1966).** A method for sequential quantitative separation and determination of protein, RNA, DNA, Lipid, and glycogen from a single rat liver homogenate or from a subcellular fraction. *Analytical Biochemistry*. 19: 514 – 528.

-**Sibley, R.M. (1981).** Strategies of digestion and defaecation. In Townsend, C.R. & Calew, P. (Eds) *Physiological Ecology and Evolutionary Approach to Resource use*. Oxford, Blackwell Publishers, pp. 109–136.

-**Siegfried, B. D., Scharf, M. E. (2001).** Mechanisms of organophosphate resistance in insects. In: *Biochemical sites of insecticide action and resistance*. Springer Berlin Heidelberg, pp. 269-291.

-**Sifi, K. (2009).** Biosurveillance de la qualité des eaux au Golf d'Annaba : croissance, composition biochimique et dosage de biomarqueurs du stress environnementale chez *Donax trunculus* (Mollusque : Bivalve). Thèse pour l'obtention du diplôme de Doctorat. Université de Annaba. 229 p.

-**Sneha, A. & Preet, S. (2016).** Impact of sublethal conventional and biorational larvicidal stress on fitness status in nutritionally challenged *Aedes aegypti* larvae. *International Journal of Mosquito Research*. 3(1): 39-46.

-**Soderlund, D.M. (1997).** Molecular mechanisms of insecticide resistance. In situ V (Ed). *Molecular mechanisms of resistance to agrochemicals, Chemistry of plant protection*. Springer, Berlin Heidelberg New York., 13 : 21-56.

-**Soderlund, D.M. (1997).** Molecular mechanisms of insecticide resistance. In situ V (Ed). *Molecular mechanisms of resistance to agrochemicals, Chemistry of plant protection*. Springer, Berlin Heidelberg New York., 13 : 21-56.

-Soltani-Mazouni, N., Hami, M. & Gramdi, H. (2012). Sublethal effects of methoxyfenozide on reproduction of the Mediterranean flour moth, *Ephesia kuehniella* Zeller. *Invertebrate Reproduction & Development*. 56 (2): 157 – 163.

-
- Steele, J.E. (1981).** The role of carbohydrate metabolism in physiological function. *Energy Metabolism in Insects*. Springer. 101- 133.
- Steele, J.E. (1985).** Hormonal modulation of Carbohydrate and lipid metabolism in fat body. *Insect Biology in future*, Academic Press. 253-271.
- Sun, C.N., Huang, S.Y., Hu, N.T. & Chung, W.Y. (2001).** Gluthations S-transferase and insect resistance to insecticides. National Chang-hsing university, Taichung, Taiwan, Republic of China., p: 254-269.
- Tanzubil, P. B. & McCaffery, A. R. (1990).** Effects of azadirachtin on reproduction in the African army worm (*Spodoptera exempta*). *Entomologia experimentalis et applicata*, 57(2), 115-121.
- Tapondjou, A.L., Adler, C., Fontem, D.A., Bouda, H. & Reichmuth, C. (2005).** Bioactivities of cymol and essential oils of *Cupressus semperviens* and *Eucalyptus salgina* against *sitophilus zeamais* Motschulsky and *Triboliun confusum* du val. *Journal of Stored Products Research*. 41: 91 – 102.
- Tarigan, S. I. & Harahap, I. S. (2016).** Toxicological and physiological effects of essential oils against *Tribolium castaneum* (Coleoptera: Tenebrionidae) and *Callosobruchus maculatus* (Coleoptera: Bruchidae). *Journal of Biopesticides*. 9(2): 135-147.
- Taylor, M. & Feyereisen, R. (1996).** Molecular biology and evolution of resistance to toxicants. *Mol. Biol. Evol.*, 13 : 719 – 734.
- Terra, W. R. & Ferreira, C. (2005).** Biochemistry of digestion. In: Cilbert, LI, latrou K, Gill SS (eds), *Comprehensive Molecular Insect Science*. Biochem. Mol. Biol., Vol. 4. Elsevier, Amsterdam, pp 171-224.
- Thomas, C.S. & Ralf, N. (2014).** RAC: Mode of action classification and insecticide resistance management. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. doi: 10.1016/j.pest.bp.11.014.
- Tine, S. (2013).** Etude de la biodiversité des blattes dans la région semi-arides et arides et évaluation de l'impact d'insecticides chez *Blattelagermanicaet Blatta orientalis*

(Dictyoptera, Blattellidae). Thèse de Doctorat en sciences. Spécialité: Biologie Animale. Université Badji Mokhtar, Annaba, 194p.

Tine, S., Halaimia, A., Chechoui, J. & Tine-Djebbar, F. (2017). Fumigant Toxicity and repellent effect of azadirachtin against the lesser grain beetle, *Rhyzopertha dominica* (F.)(Col. : Bostrichidae). Euro-Mediterranean Conference for Environmental Integration. 399-401.

-Tine, S., Tine-Djebbar, F., Aribi, N. & Boudjelida, H. (2015). Topical toxicity of spinosad and its impact on the enzymatic activities and reproduction in the cockroach *Blatta orientalis* (Dictyoptera : Blattellidae). African Entomology. 23(2): 387-396.

-Tomita, T., Hidoh, O. & Kono, Y. (2000). Absence of protein polymorphism attributable to insecticide-insensitivity of acetylcholinesterase in the green rice leafhopper, *Nephotettix cincticeps*. Insect. Biochem. Mole. Biol., 30 : 325-333.

-Tsujiita, T., Ninomiya, H., & Okuda, H. (1989). p-nitrophenyl butyrate hydrolyzing activity of hormone-sensitive lipase from bovine adipose tissue. *Journal of lipid research*, 30(7), 997-1004.

-Valizadeh, B., Jalali Sendi, J., Zibae, A. & Oftadeh, M. (2013). Effect of Neem based insecticide Ahook® on mortality, biological and biochemical parameters of elm leaf beetle *Xanthogaleruca luteola* (Col.: Chrysomelidae). Journal of Crop Protection, 2(3), 319-330.

-Vantaux, A., Ouattarra, I., Lefèvre, T. Dabiré, K. R. (2016). Effects of larvicidal and larval nutritional stresses on *Anopheles gambiae* development, survival and competence for *Plasmodium falciparum*. Parasites and Vectors. 9(1):1-11

-Vinayagam, A., Senthilkumar, N. Umamaheswari, A. (2008). Larvicidal activity of some medicinal plant extracts against malaria vector *Anopheles stephensi*. Research Journal of Parasitology. 3(2): 50-58.

-Walters, K. B., Grant, P. & Johnson, D. L. (2009). Evolution of the GST omega gene family in 12 *Drosophila* species. Journal of Heredity. 100(6): 742-753.

-Waongo, A., Yamkoulga, M., Dabire-Binso, C. L., Ba.M. N. & Sanon, A. (2013).

- Conservation post-récolte des céréales en zone sud-soudanienne du Burkina Faso : Perception paysanne et évaluation des stocks. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*. 7(3): 1157-1167.
- War, A. R., Paulraj, M. C., Hussain, B., Ahmed, T., War, M. Y. & Ignacimuthu, - Watanabe, K., Shono, Y., Kakimizu, A., Okada, A., Matsuo, N., Satoh, A. & Amp; Nishimura, H. (1993). New mosquito repellent from *Eucalyptus camaldulensis*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 41(11): 2164–2166.
- Weckbecker, G. & Cory, J. G. (1988). Ribonucleotide reductase activity and growth of glutathione –depleted mouse leukemia L1210 cell in vitro. *Cancer letters*. 40 (3): 257-264.
- Werck-Reichhart, D. & Feyereisen, R. (2000). Cytochromes P450 : A success story. *Genome Biology, Reviews*. 1(6) 3003.1-3003.9.
- WHO, (1993). *Biomarkers and Risk Assessment: Concepts and Principles*. Geneva : World Health Organization.
- Wiens, A. W. & Gilbert, L. I. (1967). The phosphorylase system of the silkworm, *Hyalophora cecropia*. *Comparative Biochemistry and Physiology*. 21(1): 145-159.
- Wyatt, G.R. (1967). The biochemistry of sugars and polysaccharides in insects. *Advances in Insect Physiology*. 4: 287-360.
- Yazdani, E., Sendi, J. J. & Hajizadeh, J. (2014). Effect of *Thymus vulgaris* L. and *Origanum vulgare* L. essential oils on toxicity, food consumption, and biochemical properties of lesser mulberry pyralid *Glyphodes pyloalis* Walker (Lepidoptera : Pyralidae). *Journal of plant protection research*. 54(1): 53-61.
- Yazdani, E., Sendi, J. J., Aliakbar, A. & Senthil-Nathan, S. (2013). Effect of *Lavandula angustifolia* essential oil against lesser mulberry pyralid *Glyphodes pyloalis* Walker (Lep : Pyralidae) and identification of its major derivatives. *Pesticide Biochemistry and Physiology*. 107(2): 250-257.
- Yu, B.P. (1994). Cellular defenses against damage from reactive oxygen species. *Physiological Reviews*. 74: 139-162.

-**Yu, S.J. & Abo-Elghar, G.E. (2000).** Allelochemicals as inhibitors of Gluthation-Stransferase in the fall armyworm. *Pestic. Biochem. Physiol*, 68 : 173-183.

-**Zehnalek, J., Adam, V. &Kizek, R. (2004).** Influence of heavy metals on production of protecting compounds in agriculture plants. *Listy Cukrovarnicke Reparske*. 120: 222- 224.

- Zhu, K.Y., Dowdy, A.K. & Barker, J.E. (1999).** Detection of single-base substitution in an esterase gene and its linkage to malathion resistance parasitoid *Anisoptromalus calandrae* (Hymenoptera : Pteromalidae). *Pest. Scie*, 55: 398-404.
- Zibae, A. & Bandani, A. R. (2010).** Effects of *Artemisia annua* L.(Asteracea) on the digestive enzymatic profiles and the cellular immune reactions of the Sunn pest, *Eurygaster integriceps* (Heteroptera: Scutellaridae), against *Beauveria bassiana*. *Bulletin of entomological research*, 100(2), 185.
- Zibae, A. & Bandani, A.R. (2009).** Effects of *Artemisia annua* L (Asteracea) on the digestive enzymatic profiles and the cellular immune reactions of the Sun pest *Eurygaster integriceps* Heteroptera: Scutellaridae), against *Beauveria bassiana*. *Bulletin of Entomological Research*. 12: 1-11.
- Zibae, A., Jalali Sendi, J., Etebari, K., Alinia, F. & Ghadamyari, M. (2008a).** The effect of diazinon on some biochemical characteristics of *Chilo suppressalis* Walker (Lepidoptera: Pyralidae), rice striped stem borer. *Munis Entomology and Zoology* 3, 255–264.
- Zibae, A., Sendi, J., Alinia, F. & Etebari, J. (2008b).** A study on biochemical differences among five different groups of rice striped stem borer *Chilo suppressalis* Walker (Lepidoptera: Pyralidae). *Invertebrate Survival Journal* 5, 20–29.1533-1539. *Advances in Insect Physiology*. Academic Press. 38: 5-74.