République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Echahid Cheikh Larbi Tebessi -Tébessa-
Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la vie
Département de Biologie des Êtres Vivants

THESE EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE DOCTORAT LMD

Spécialité : Physiologie Animale Appliquée à la Santé

Thème

Composition chimique et activité biologique du faux poivrier, *Schinus molle* L. 1753 (Sapindales ; Anacardiaceae)

Présentée par : Melle TORCHANE Nouha

Devant le jury :

Pr. TINE Samir	Président	U. Echahid Cheikh Larbi Tebessi-Tébessa
Pr. TINE-DJEBBAR Fouzia	Encadrante	U. Echahid Cheikh Larbi Tebessi-Tébessa
Pr. TALEB Salima	Co-Encadrante	U. Echahid Cheikh Larbi Tebessi-Tébessa
Dr. DJELLAB Sihem	Examinatrice	U. Echahid Cheikh Larbi Tebessi-Tébessa
Pr. LOUCIF Wahida	Examinatrice	U. Badji Mokhtar-Annaba
Dr. BENCHAABANE Samia	Examinatrice	U. Badji Mokhtar-Annaba

Année Universitaire : 2024/2025

Remerciements

Je tiens tout d'abord à exprimer ma gratitude à **Allah**, *le tout puissant et miséricordieux, qui m'a donné la force, la patience et la santé nécessaires pour accomplir ce modeste travail.*

Je tiens à exprimer ma gratitude au **Pr. TINE Samir** *(Département de Biologie des êtres vivants à l'Université de Tébessa), pour avoir accepté la présidence du jury de cette thèse.*

Je voudrais profiter de cette occasion pour exprimer ma profonde gratitude à mon encadrante, **Pr. TINE DJEBBAR Fouzia** *(Département de Biologie des êtres vivants, Université de Tébessa), pour son soutien, et sa direction tout au long de mon parcours de thèse de doctorat. Sans votre expertise, vos conseils éclairés et votre dévouement constant, ce projet n'aurait pas été possible.*

Je tiens à exprimer ma gratitude sincère au **Pr. TALEB Salima** *(Département de Biologie Appliquée, Université de Tébessa), pour son co-encadrement, ses conseils et ses encouragements.*

Mes plus vifs remerciements au **Pr. LOUCIF Wahida** *(Faculté de Médecine, Université Badji Mokhtar, Annaba) et* **Dr. BENCHAABANE Samia** *pour toute l'attention dont elles ont fait preuve en examinant ce mémoire et pour l'honneur qu'elles m'ont fait en étant membre de ce jury.*

Je remercie énormément **Dr. DJELLAB Sihem** *(Maître de conférences, Département de Biologie des êtres vivants, Université de Tébessa) qui a accepté d'examiner ce travail malgré ces responsabilités.*

Je veux exprimer ma gratitude au **Dr. FARES Roufaida** *(Maître de conférences à l'Université de Blida), qui a contribué à la réalisation de la partie microbiologique.*

Enfin, je tiens à exprimer ma reconnaissance envers **Dr. MEBARKIA Nadjoua**, *ainsi que tous ceux qui m'ont encouragé tout au long de la réalisation de ce modeste travail.*

SOMMAIRE

SOMMAIRE

Titre	Page
I. INTRODUCTION	**01**
II. MATERIEL ET METHODES	**05**
2.1. Présentation des insectes étudiés	**05**
2.1.1. *Culiseta longiareolata* (Aitken, 1954)	**05**
2.1.2. Collecte et élevage des moustiques	**05**
2.1.3. *Rhyzopertha dominica* (Fabricius, 1792)	**06**
2.1.4. *Sitophilus granarius* (Linné, 1758)	**07**
2.1.5. Collecte et élevage des ravageurs	**08**
2.2. Présentation de la plante, *Schinus molle* (Linné, 1758)	**08**
2.3. Extraction de l'huile essentielle de *Schinus molle*	**09**
2.4. Caractérisation chimique de l'HE de *Schinus molle*	**10**
2.5. Analyse phytochimique	**11**
2.5.1. Recherche des flavonoïdes et des leucoanthocyanes	**11**
2.5.2. Recherche des quinones	**12**
2.5.3. Recherche de saponines	**12**
2.5.4. Recherche des tanins	**12**
2.5.5. Recherche des terpénoïdes et des stéroïdes	**12**
2.5.6. Recherche des alcaloïdes	**13**
2.6. Traitement et Bioessais	**13**
2.6.1. Traitement des moustiques	**13**
2.6.1.1. Traitement des larves	**13**
2.6.1.2. Traitement des adultes	**14**
2.6.2. Toxicité des insectes ravageurs par fumigation	**15**
2.7. Test de répulsion	**15**
2.8. Evaluation de l'activité antioxydante	**16**
2.8.1. Test de piégeage du radical libre DPPH	**16**
2.8.2. Pouvoir antioxydant réducteur du fer (FRAP)	**17**
2.8.3. Activité antioxydante totale	**17**
2.9. Evaluation de l'activité antibactérienne	**17**

2.9.1. Préparation de l'inoculum bactérien	**18**
2.9.2. Méthode de disques	**18**
2.9.3. Détermination des CMI/CMB	**19**
III. RESULTATS	**22**
3.1. Rendement de l'HE	**22**
3.2. Caractérisation chimique de l'HE de *S. molle*	**22**
3.3. Analyse phytochimique	**24**
3.4. Effet insecticide de l'HE de *S. molle*	**25**
3.4.1. Toxicité de l'HE à l'égard des moustiques	**25**
3.4.1.1. Toxicité contre les larves L4 de *Cs. longiareolata*	**25**
3.4.1.2. Toxicité contre les adultes	**27**
3.4.2. Toxicité de l'HE à l'égard des ravageurs	**28**
3.4.3. Effet répulsif de l'HE de *S. molle*	**30**
3.5. Évaluation de l'efficacité antioxydante de l'HE de *S. molle*	**31**
3.6. Évaluation de l'activité antibactérienne de l'HESM	**32**
3.6.1. Technique de disque	**32**
3.6.2. Détermination des CMI, CMB et CMF	**33**
3.6.2.1. Concentration minimale inhibitrice	**33**
3.6.2.2. Concentrations minimales bactéricide et fongicide	**34**
IV. DISCUSSION	**37**
4.1. Rendement en huile essentielle	**37**
4.2. Analyse phytochimique	**38**
4.3. Caractérisation chimique de l'HE de *Schinus molle*	**38**
4.4. Activité insecticide de l'HE de *Schinus molle*	**40**
4.5. Activité répulsive de l'HE de *Schinus molle*	**41**
4.6. Activité antioxydante de l'HE de *Schinus molle*	**42**
4.7. Activité antimicrobienne	**43**
V. CONCLUSION ET PERSPECTIVES	**46**
VI. RESUME	**48**
VII. REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	**52**
VIII. ANNEXE	

LISTE DES FIGURES

LISTE DES FIGURES

N°	Titre des Figures	Page
1	Site de collecte-Tébessa (photos personnelles).	6
2	*Rhyzopertha dominica* (A : face latérale, B : face ventrale) (photos personnelles).	7
3	*Sitophilus granarius* (A : face latérale, B : face ventrale) (photos personnelles).	8
4	*Schinus molle* (photo personnelle).	9
5	Extraction de l'HE de *Schinus molle* (photo personnelle).	10
6	Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CPG/SM) (Photos personnelles).	11
7	Traitement des larves de moustiques.	14
8	Traitement des moustiques adultes.	14
9	Test de toxicité par fumigation (Photos personnelles).	15
10	Méthode de disque (photos personnelles).	19
11	Microdilution sur microplaque (photos personnelles).	20
12	Chromatogramme (CPG-SM) de l'HE de *S. molle* (Abondance en fonction du temps en minutes).	24
13	Taux de mortalité corrigée enregistré chez les larves L4 de *Cs. longiareolata* exposées à l'HESM (m ± SEM, n=5 répétitions avec 20 larves chacune). Test de Tukey.	26
14	Pourcentage de mortalité corrigée (%), calculé à l'aide d'une courbe dose-réponse basée sur le logarithme des doses.	26
15	Courbes de référence (**A** : Femelle ; **B** : Mâle), exprimant les probits en fonction des logarithmes décimaux des concentrations.	28
16	Mortalités corrigées (%) enregistrées chez les adultes de *S. granarius* **(A)** et *R. dominica* **(B)** exposés à l'HESM à différentes périodes (m ± SEM, n=5 répétitions de 10 individus chacune).	29
17	Courbes de référence (**A** : *S. granarius* ; **B** : *R. dominica*), exprimant les probits en fonction des logarithmes décimaux des concentrations.	29
18	Activité antioxydante de l'HESM et de l'acide ascorbique par la méthode de piégeage du radical DPPH **(A)** et par le test FRAP **(B)** (m ± SEM ; n = 10 répétitions).	31
19	Effet de l'HESM sur la croissance des souches bactériennes et fongiques (m ± écart-type, n=3 répétitions).	32
20	Photographies des zones d'inhibition obtenues par l'huile de *S. molle* contre les souches bactériennes et fongique testées par la méthode de diffusion sur disque.	33
21	Détermination de CMI pour l'HE de *Schinus molle* contre *B. subtilus* ATCC 6633.	34

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES TABLEAUX

N°	Titre des Tableaux	Page
1	Différentes classes de répulsion selon le classement de Mc Donald *et al.* (1970).	**16**
2	Différentes souches microbiennes utilisées ainsi que leurs provenances.	**18**
3	Caractérisation chimique de l'HE de *S. molle* : temps de rétention (TR) et concentrations (%) des différents constituants.	**22**
4	Détection des constituants phytochimiques dans les feuilles sèche de *S. molle.*	**25**
5	Concentrations létales (ppm) de l'HESM calculées chez les larves 4 de *Cs. longiareolata :* effet cumulé.	**26**
6	Taux de mortalités corrigées constaté chez les adultes mâle et femelle de *Culiseta longiareolata* exposées à l'HESM à différents temps (m ± SEM, n=10 répétitions comportant chacune 10 individus).	**27**
7	Concentrations létales (µl/L d'air) de l'HESM déterminées chez les adultes mâle et femelle de *Culiseta longiareolata* à différentes périodes.	**28**
8	Concentrations létales (µl/L d'air) de l'HESM déterminées chez les adultes de *S. granarius et R. dominica* à différentes périodes.	**30**
9	Pouvoir répulsif de l'HESM contre les adultes de *R. dominica* et *S. granarius*.	**30**
10	Activité antioxydante de l'HE de *S. molle* et de la Vit C (CI_{50}= concentration de 50% d'inhibition).	**32**
11	Détermination de l'activité antibactérienne et antifongique de l'HE de *Schinus molle*.	**34**

INTRODUCTION

I. INTRODUCTION

L'Algérie, le plus grand pays du pourtour méditerranéen, est caractérisé par une grande diversité géographique constituée de zones côtières, des zones montagneuses, des hautes plaines steppiques et d'un grand Sahara. A ces ensembles géographiques naturels correspondent des bioclimats variés et des ressources phylogénétiques importantes (Benmeddour, 2016). Elle est dotée d'un patrimoine floristique très diversifié, notamment dans le domaine des plantes aromatiques. Cette flore algérienne compte, selon Quezel & Santa (1962-1963), plus de 3000 espèces naturelles avec un taux d'endémisme qui dépasse 8%.

En Algérie, les recherches effectuées sur les plantes médicinales et aromatiques sont abondantes. Ces études sont axées sur les propriétés biologiques, pharmacologiques et phytochimiques (Bouzabata, 2015). Ces informations sur les plantes ont permis d'expliquer leur action thérapeutique et de confirmer leur utilisation en médecine traditionnelle et dans le programme de lutte intégrée contre les insectes d'intérêt médical et agronomique. Néanmoins, les huiles essentielles sont largement reconnues pour leurs multiples propriétés biologiques, incluant notamment leurs vertus antibactériennes, antioxydantes et insecticides (Hmiri et al., 2011).

En raison de leur fréquence et de leur gravité, les maladies infectieuses et parasitaires posent un défi majeur pour la santé publique. Les antibiotiques ont été une découverte importante en matière de traitement de la santé humaine. Malgré le fait que leur utilisation a longtemps réduit les taux de mortalité et de morbidité à l'échelle mondiale, la résistance aux antimicrobiens constitue l'un des défis majeurs en matière de santé publique à l'échelle mondiale (Elias, 2024). Ce phénomène de résistance aux antibiotiques est répandu et se manifeste chez toutes les espèces bactériennes, continuant ainsi à se propager. De nombreuses recherches ont mis en évidence l'action efficace des huiles essentielles contre les agents pathogènes et les polluants présents dans les denrées alimentaires (Rasooli & Mirmostafa, 2003 ; Oussalah et al., 2004). Ce qui laisse entrevoir des perspectives d'application dans le domaine alimentaire, et réduire ainsi le problème d'intoxications alimentaires en hausse depuis quelques années. Les HEs sont fréquemment utilisées dans la médecine populaire. Elles renferment une vaste gamme de métabolites secondaires capables d'inhiber ou de ralentir la croissance des bactéries (Bouyahya et al., 2017). Les huiles essentielles (HE) et leurs constituants possèdent des mécanismes d'action diversifiés et très spécifiques qui agissent principalement sur la membrane cellulaire et le cytoplasme, et parfois sur l'expression des gènes et la morphologie cellulaire (Bouyahya et

al., 2017). Par ailleurs, l'efficacité antibactérienne des huiles essentielles dépend étroitement de leur constitution chimique, de la concentration des composés, du type de microorganismes ciblés ainsi que des conditions et techniques utilisées lors du traitement (Baydar et al., 2004).

Dans l'organisme humain, les espèces réactives de l'oxygène et de l'azote (ROS/RNS) sont générées de façon constante et leur concentration est régulée par des enzymes antioxydantes endogènes telles que la Catalase, la GPx (glutathion peroxydase) et la SOD (superoxyde dismutase) (Bhattacharyya et al., 2014). Lorsque la production de ces espèces réactives augmente — à cause d'une exposition à des agents oxydants externes ou d'un déséquilibre des systèmes de défense — les biomolécules essentielles (ADN, acides aminés, lipides et protéines) peuvent être endommagées (Nilofar et al., 2024). Cet état conduit alors à un stress oxydatif qui est impliqué dans de nombreuses pathologies (Mghezzi-Habellah et al., 2016). Ces dernières années, l'utilisation des composés antioxydants artificiels dans les domaines de l'agroalimentaire, cosmétique et pharmaceutique a été vivement critiqué car ils peuvent avoir des effets tératogènes, mutagènes et cancérigènes à long terme. Les antioxydants naturels peuvent être trouvés dans les plantes et ils sont devenus une alternative aux antioxydants de synthèse (Gulcin, 2025).

L'usage intensif de pesticides de synthèse dans la lutte contre divers ravageurs de culture et vecteurs de maladies a eu une répercussion sur l'environnement et la santé des individus (Benelli et al., 2021). Ce qui a encouragé les chercheurs à développer de nouveaux produits respectueux de l'environnement comme les biopesticides (Pavela & Benelli, 2016). Les insecticides d'origine végétale sont prometteurs en termes de sécurité humaine, d'efficacité et de faible impact sur l'environnement par rapport aux insecticides conventionnels (Karabörklü & Ayvaz, 2023). On recense plus de 2000 espèces de plantes dotées de propriétés insecticides. Parmi elles, les familles des *Meliaceae, Rutaceae, Asteraceae, Lamiaceae* et *Canellaceae* se distinguent comme étant les plus prometteuses pour le développement de bioinsecticides naturels (Benayad, 2008). En effet, les extraits végétaux ou les huiles essentielles contiennent des molécules naturelles toxiques et qui ont démontré un fort potentiel d'application dans la lutte contre les insectes (Bouzidi et al., 2020 ; Sayada et al., 2022; Tine et al., 2023, Tine-Djebbar et al., 2023).

Schinus molle communément appelé Faux poivrier, appartient à la famille des Anacardiaceae et est distribué en Europe du Sud, en Afrique, dans les zones subtropicales et au Moyen-Orient (Lim, 2012). Il contient une variété de molécules bioactives, reconnues pour leurs propriétés pharmacologiques (Razzak et al., 2023).

L'huile essentielle extraite de *S. molle* contenait des mono et sesquiterpènes qui confèrent plusieurs activités biologiques (Eryigit et al., 2017 ; Al-Andal et al., 2019 ; Belhoussaine et al., 2022). Plusieurs recherches ont été axées sur les applications thérapeutiques de l'huile essentielle de *S. molle* (Giunti et al., 2023). Cependant, il y a eu peu de recherches menées sur l'évaluation du potentiel insecticide de cette HE (Ferrero et al., 2006 ; Landero-Valenzuela et al., 2022).

Certains paramètres écologiques comme la température, la durée de séchage, le taux d'humidité et l'altitude influencent le profil chimique des HEs (Khaldi et al., 2022). La composition chimique, le pourcentage de composants et la relation entre les molécules d'une huile peuvent tous avoir un impact sur son activité (Lamboro et al., 2020).

De nombreuses études se sont focalisées sur l'exploitation des molécules bioactives dotées d'activités biologiques afin d'établir des règles scientifiques pour leur utilisation. Notre objectif dans ce contexte est de déterminer les propriétés d'une huile essentielle extraite d'une plante aromatique, *Schinus molle,* en évaluant ses activités insecticides, antioxydantes et antimicrobiennes.

Notre étude a été entreprise afin **1/** d'établir la caractérisation chimique de l'huile essentielle de *Schinus molle* (HESM) récoltée dans la région de Tébessa (Nord-Est Algérien), **2/** d'étudier l'activité antioxydante de cette huile essentielle contre le 2,2- le diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH) et le pouvoir de réduction du fer (FRP), qui sera évaluée en mesurant les concentrations inhibitrices (IC50) et l'activité antioxydante totale (TAC), **3/** de tester son potentiel antimicrobien contre certaines souches microbiennes (*Pseudomonas aeruginosa, Staphylococcus aureus, Escherichia coli, Bacillus subtilis*) et une souche fongique (*Candida albicans*), et enfin **4/** évaluer l'activité insecticide de cette huile contre un insecte d'intérêt vétérinaire, *Culiseta longiareolata* et deux insectes d'intérêt agricole (*Sitophylus granarius* et *Rhyzopertha dominica*).

MATERIEL ET METHODES

II. MATERIEL ET METHODES

2.1. Présentation des insectes étudiés

2.1.1. *Culiseta longiareolata* (Aitken, 1954)

Culiseta longiareolata est l'espèce la plus abondante dans la région de Tébessa (Tine-Djebbar et al., 2016). C'est un moustique petit et de taille variable, les pattes sont longues et fines, les ailes sont membraneuses, longues et mesurent entre 3 et 5 mm (Villeneuve & Désire, 1965). D'après Brunhes et al. (1999), l'espèce est multivoltine, sténogamme et autogène, elle peut présenter des diapauses hivernales aussi bien dans les régions froides (pour les imagos femelles) que dans les régions tempérées (pour les larves). Cette espèce est attirée surtout par les oiseaux, rarement les humains, c'est un vecteur de plasmodium aviaire (Bruhnes *et al*., 1999). La position systématique de *Cs. longiareolata* est la suivante :

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Classe	Insecta
Sous-Classe	Pterygota
Ordre	Diptera
Sous-Ordre	Nematocera
Famille	Culicidae
Sous-famille	Culicinae
Genre	*Culiseta*
Espèce	*Culiseta longiareolta* (Aitken, 1954)

2.1.2. Collecte et élevage des moustiques

Les œufs et les larves de *Cs. longiareolata* sont collectés de l'Université Echahid Cheikh Larbi Tebessi dans la région de Tébessa (Fig. 1). La sélection de ces sites d'échantillonnage est fondée sur l'accessibilité, la durabilité et l'absence de traitement. Les larves sont élevées au laboratoire dans des pots contenant 150 millilitres d'eau déchlorée et nourries avec 0,04g du mélange Biscuit/Levure (75% / 25% respectivement) (Rehimi & Soltani, 1999). L'eau est renouvelée toutes les 72 heures. Les larves sont déposées dans des contenants et insérées dans des cages où elles se transformeront en adultes.



Figure 1. Sites de collecte des moustiques (photos personnelles).

2.1.3. *Rhyzopertha dominica* (Fabricius, 1792)

Rhyzopertha dominica est un ravageur primaire des grains stockés (Pires & Nogueira, 2018), appelé capucin des grains ou aussi perceur des grains. Il a une longueur de 2,5 à 3 mm avec une forme cylindrique, allongée et étroite, et une couleur brun rougeâtre. Sa tête n'est pas apparente, avec un prothorax qui la couvre entièrement (Fig. 2). La femelle pond de 400 à 500 œufs à la surface ou à l'intérieur des grains. Une fois éclose, la larve envahit l'albumen et traverse 3 à 4 stades larvaires avant de se transformer en nymphe. Le cycle biologique complet s'étale sur environ 30 jours à une température de 30 °C, contre près de 60 jours à 26 °C. L'insecte adulte, quant à lui, a une durée de vie comprise entre 3 et 6 semaines (Seck, 1989). À la différence de nombreux autres insectes nuisibles aux denrées, les dommages provoqués par *Rhyzopertha dominica* sont dus à la fois aux larves et aux adultes, tous deux extrêmement voraces et capables d'attaquer l'ensemble des céréales sans distinction (Jerraya, 2003).

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

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Classe	Insecta
Ordre	Coleoptera
Famille	Curculionidae
Genre	*Rhyzopertha*
Espèce	*Rhyzopertha dominica* (Fabricius, 1792)

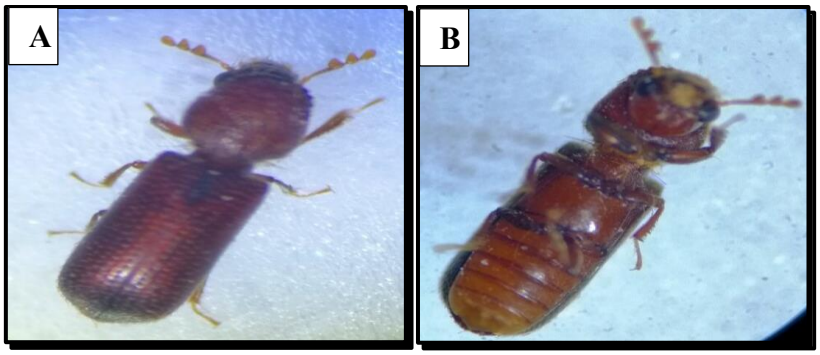


Figure 2. *Rhyzopertha dominica* (**A :** face dorsale, **B :** face ventrale) (Photos personnelles).

2.1.4. *Sitophilus granarius* (Linné, 1758)

Sitophilus granarius, Coléoptère de la famille des Curculionidae, appelé aussi charançon du blé, est un important ravageur primaire de grains entreposés (Mew & Misra, 1994). Cet insecte se distingue par un long rostre rigide à la base duquel sont insérées les antennes. Il est capable d'infliger des dommages à la majorité des produits céréaliers (Navarro & Noyes, 2001). L'adulte, de forme ovale et de teinte brun foncé, atteint environ 4 mm de longueur ; il possède des pattes allongées et une tête prolongée par un rostre allongé (Gerozisis et al., 2008) (Fig. 3). Ce ravageur peut survivre entre 7 et 8 mois lorsqu'il est présent dans des silos de stockage (Hagstrum *et al.,* 2012). La femelle pond jusqu'à 250 œufs (Bailey, 2007). Afin de croître, l'insecte requiert une température de 30 °C et un taux d'humidité de 70 % (Mason et al., 2012). La classification systématique du charançon du blé est la suivante :

Règne	Animalia
Embranchement	Arthropoda
Classe	Insecta
Ordre	Coleoptera
Famille	Curculionidae
Genre	*Sitophilus*
Espèce	*Sitophilus granarius* (Linné, 1758)



Figure 3. *Sitophilus granarius* (**A :** face dorsale, **B :** face ventrale) (Photos personnelles).

2.1.5. Collecte et élevage des ravageurs

Nos expérimentations sont réalisées sur les adultes de *Rhyzopertha dominica* et *Sitophilus granarius*. Ce choix est justifié par la gravité des dommages causés par ces ravageurs. L'élevage est réalisé au Laboratoire de Biologie Animale (Université Echahid Cheikh Larbi Tebessi), dans des récipients en plastique de 2 litres, chacun rempli de 1 kg de blé dur sain et exempt de traitement, servant de support alimentaire. Ces bocaux sont recouverts d'un morceau de tulle maintenu par un élastique à une température de 30 °C avec une humidité relative de 70°C. Les adultes nouvellement émergés sont utilisés pour les différentes parties de nos expérimentations, et l'élevage est suivi quotidiennement.

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

La famille des Anacardiacées comprend l'espèce végétale *Schinus molle.* C'est un arbuste ou un arbre qui peut atteindre jusqu'à 6 mètres de hauteur, mais il peut également atteindre plus de 20 mètres. La plante est originaire d'Amérique du Sud (Olafsson et al., 1997), et dans certains pays tels que les Etats-Unis, l'Afrique du Sud et l'Australie, elle est considérée comme espèce invasive. Elle est cultivée comme plante ornementale en raison de son feuillage élégant sur la côte méditerranéenne et dans le sud de la France. Ses feuilles avec une odeur poivrée, sont persistantes et composées de nombreuses folioles. Les fleurs jaunâtres blanchâtres sont regroupées en larges grappes et les fruits, sphériques et rouges, ressemblent en taille et en goût à des grains de poivre (Walter et al., 2016) (Fig. 4). La position systématique de cette plante est la suivante :

Règne	Végétal
Embranchement	Spermaphytes
Sous-Embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédones
Sous-Classe	Rosidae
Ordre	Sapindales
Famille	Anacardiaceae
Genre	*Schinus*
Espèce	*Schinus molle* (Linné, 1758)



Figure 4. *Schinus molle* (photos personnelles).

2.3. Extraction de l'huile essentielle de *Schinus molle*

La collecte des feuilles de *Schinus molle* a été faite aux mois de novembre et décembre 2018 dans la région d'El Hammamet (Tébessa). Après un rinçage, elles ont été séchées à l'air libre à l'abri de la lumière. Par la suite, 50 g de feuilles sèches ont été mélangées à 500 mL d'eau distillée. Ce mélange a été transféré dans un ballon de 1 L, puis chauffé à une température avoisinant les 100 °C pendant 2 à 3 heures à l'aide d'un chauffe-ballon (voir Fig. 5). L'huile essentielle obtenue a été filtrée à l'aide de sulfate de sodium (Na_2SO_4) pour éliminer l'eau résiduelle. La masse de l'huile essentielle extraite a été pesée afin de déterminer le rendement, selon la méthode décrite par Tchoumbougnang et al. (2009).

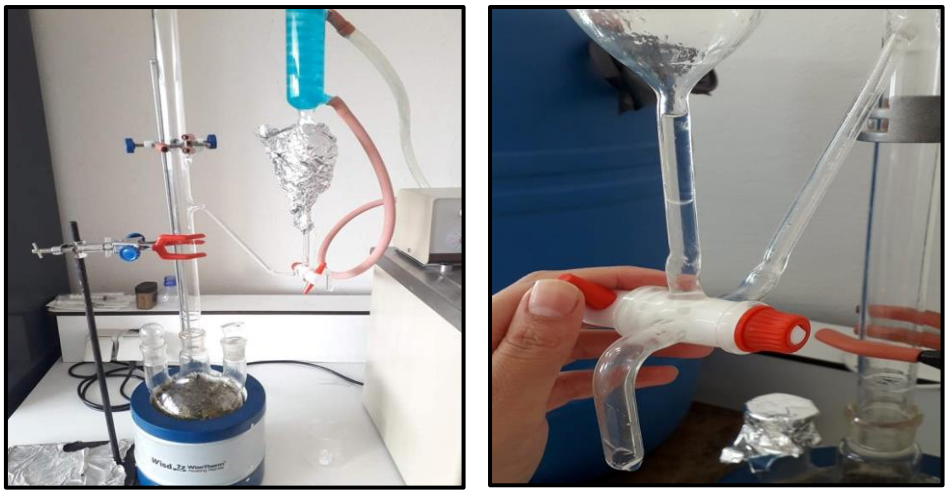


Figure 5. Extraction de l'HE de *Schinus molle* (Photos personnelles).

2.4. Caractérisation chimique de l'HE de *Schinus molle*

Le profil chimique de l'HESM a été déterminé par la CPG et la CPG-SM (Fig. 6). Cette technique a été réalisée à l'Université Aboubakar Belkaid, au niveau du Laboratoire de Recherche en Biologie et Chimie (Tlemcen, Algérie).

L'analyse a été réalisée à l'aide d'un chromatographe en phase gazeuse de marque Hewlett Packard modèle 6800 Plus, couplé à un spectromètre de masse quadrupolaire Hewlett Packard 5973 fonctionnant par impact électronique (EI) à 70 eV. La séparation des composés a été effectuée à l'aide d'une colonne capillaire HP-5MS. La phase mobile est constituée de l'hélium utilisé comme un gaz vecteur avec un débit fixé à 1 ml/min. L'injection, réalisée en mode "split", a été effectuée à une température de 250°C. Le programme thermique du four débute par un palier isotherme à 60°C durant 8 minutes, suivi d'une élévation progressive de la température à un rythme de 2°C par minute jusqu'à atteindre 250°C. Concernant le spectromètre de masse, la température du détecteur est réglée à 270°C. La fragmentation des molécules est assurée par impact électronique sous une énergie de 70 eV et à une pression de 6,75 psi. Le volume injecté lors de l'analyse est de 0,2 µl. L'identification des constituants de l'huile a été réalisée en comparant leurs spectres de masse à ceux figurant dans les bases de données de référence NIST 14.L et Wiley 8.1. Cette identification a également été appuyée par le calcul des indices de rétention, obtenus à partir d'une série d'alcanes linéaires (C5 à C18), puis confrontés aux indices rapportés dans la littérature scientifique, notamment ceux décrits par Adams (2001).

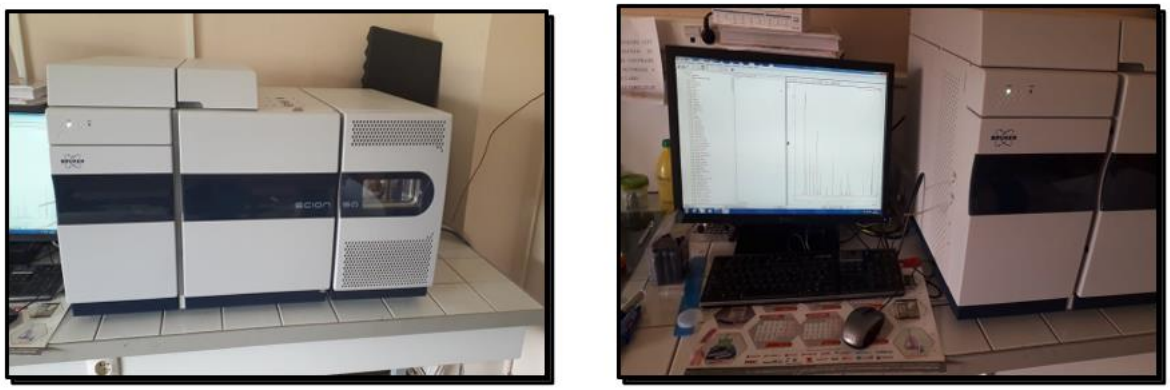


Figure 6. Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (CPG/SM) (Photos personnelles).

2.5. Analyse phytochimique

Les techniques de Harborne (1998) ont été utilisées pour mettre en évidence la présence de divers métabolites secondaires dans la plante, notamment les saponines, flavonoïdes, alcaloïdes, leucoanthocyanes, anthocyanes, terpènes, tanins et stérols.

2.5.1. Recherche des flavonoïdes et des leucoanthocyanes

Les flavonoïdes peuvent être identifiés par une réaction colorée caractéristique lorsqu'ils sont mis en présence d'hydroxyde de sodium (NaOH), d'acide chlorhydrique concentré (HCl) et de copeaux de magnésium (Mg). Une réaction similaire, effectuée au bain-marie mais sans ajout de magnésium, entraîne l'apparition d'une teinte rouge, ce qui confirme la présence de leucoanthocyanes.

Les feuilles broyées (5 g) sont infusées pendant 30 min dans 50 ml d'eau distillée. Après filtration, chaque 2ml sont introduits dans un tube à essai. Trois répétitions ont été réalisées pour ce test. Ensuite, ajouter 1 ml de NaOH, 1 ml d'eau distillée, 1 ml d'HCl concentré et des coupeaux de Magnésium (Mg).

La présence de flavonoïdes se manifeste par une gamme variée de teintes telles que le rouge, le jaune-rougeâtre, le rouge violacé, le violet foncé, le bleu, le jaune ou encore le rose. Ces colorations sont caractéristiques des différentes classes de flavonoïdes, notamment les anthocyanes, flavones, flavonols, flavanones, isoflavones et leucoanthocyanes.

2.5.2. Recherche des quinones

En présence du NaOH à 10 %, les solutions des quinones se caractérisent par une coloration spécifique qui vire du rouge au violet. Quelques gouttes d'HCl sont ajoutées à 5 g de matériel

végétal qui est laissé en macération pendant 24 heures avec 10 ml d'éther de pétrole. 2 ml du filtrat obtenu sont mélangés par agitation avec 2 ml d'une solution de NaOH à 10 %. La présence des quinones est confirmée par une coloration rouge qui vire au violet.

2.5.3. Recherche de saponines

Une mousse persistante se forme dans les solutions contenant des saponines après avoir été agitées, et la hauteur de cette mousse peut être mesurée. Dans un Erlen-Meyer, on mélange 5 g de matériel végétal trituré avec 50 ml d'eau distillée, puis on effectue une décoction pendant une durée de 30 minutes. Après filtration et refroidissement, 5 ml du décocté sont prélevés et introduits dans un tube à essai. Lorsque la mousse est faible, le décocté est testé en utilisant un mélange contenant le même volume d'acide sulfurique (H_2SO_4) 1N et de chromate de potassium (K_2CrO_3) à 10 %.

2.5.4. Recherche des tanins

En présence de $FeCl_3$ (chlorure ferrique) à une concentration de 1%, les extraits aqueux tanniques génèrent des précipités présentant des couleurs allant du bleu-vert au bleu foncé et au vert. 5g de matière végétale sont soumis à une infusion dans 50 ml d'eau bouillante durant 30 minutes. Ensuite, 2 ml de cette infusion sont prélevés, puis quelques gouttes de chlorure ferrique ($FeCl_3$) à 1 % y sont ajoutées. La présence des tanins catéchiques est confirmée par l'apparition d'une coloration ou par la formation d'un précipité. Ajouter quelques gouttes de $FeCl_3$ dans un tube à essai saturé en acétate de sodium contenant 2 ml supplémentaires de l'infusé. La présence des tanins galliques est traduite par la formation d'un précipité.

2.5.5. Recherche des terpénoïdes et des stéroïdes

L'identification des stéroïdes s'effectue à l'aide du réactif de Lieberman-Burchard. En présence de ce réactif, un extrait organique éthéré contenant des stéroïdes développe des colorations caractéristiques allant du mauve au vert. La détection des terpénoïdes suit un protocole similaire, avec l'ajout du réactif de Hirschson (acide trichloracétique), qui provoque l'apparition d'une coloration jaune virant au rouge, indiquant leur présence.

Dans la procédure expérimentale, 1 g de matériel végétal est macéré pendant 24 heures dans de l'éther de pétrole ou du benzène. Après filtration, le solvant est évaporé, et le résidu est repris dans 1 mL de chloroforme, 1 mL d'anhydride acétique et 3 gouttes d'acide sulfurique concentré. L'apparition d'une teinte violette évoluant progressivement vers le vert, puis se stabilisant après

environ 30 minutes, confirme la présence de stéroïdes.

2.5.6. Recherche des alcaloïdes

10 ml de méthanol sont ajoutés à 1g de poudre de la matière végétale, après 24 heures de macération à une température ambiante, puis à l'étuve à 50 °C pendant 4 heures, le filtrat est lavé avec du méthanol chaud. La solution obtenue est ensuite évaporée à l'étuve à une température de 50 °C. Le résidu sec est récupéré à deux reprises à l'aide de 2 ml d'acide chlorhydrique à 1 % (solution chaude), puis filtré. La phase acide ainsi obtenue est transférée dans une ampoule à décanter, où elle est rendue basique à l'aide d'ammoniaque concentrée. On y ajoute ensuite 15 ml de chloroforme, qui est évaporé à l'air libre. Le résidu organique est alors repris dans 0,5 ml d'HCl à 1 % et agité. Les alcaloïdes, extraits dans la phase aqueuse, sont ensuite prélevés à l'aide d'une pipette de Pasteur, et six gouttes de cette solution sont déposées sur une lame porte-objet.

2.6. Traitement et bioessais

2.6.1. Traitement des moustiques

2.6.1.1. Traitement des larves

Des concentrations (2, 4, 8, 16, 32 et 64 ppm) de l'HESM ont été testées en conditions expérimentales dans des récipients contenant 150 ml d'eau et 20 larves L4 de *Culiseta longiareolata*, durant 24 heures, conformément aux recommandations de l'OMS (Anonyme, 1983).

Les mortalités ont été suivies jusqu'à l'émergence des imagos (Fig. 7). Pour chaque concentration, dix répétitions ont été effectuées. La correction des taux de mortalité observés a été réalisée à l'aide de la formule d'Abbott (1925). Les concentrations létales (CL) ainsi que leurs intervalles de confiance à 95 % (IC 95 %) ont été estimés à l'aide du logiciel GraphPad Prism 7.

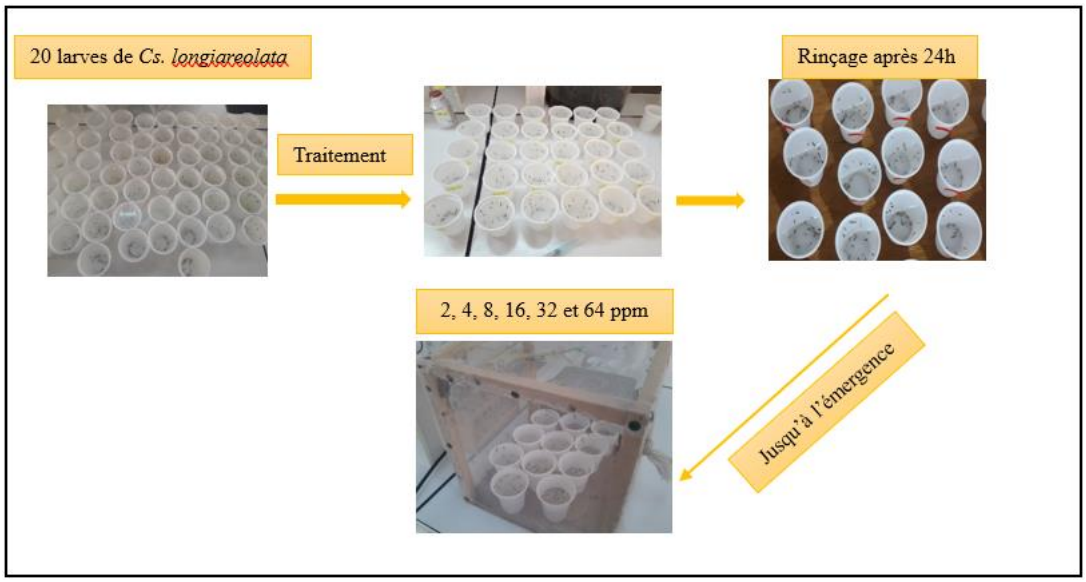


Figure 7. Traitement des larves de moustiques.

2.6.1.2. Traitement des adultes

Après la séparation des mâles et des femelles nouvellement émergés, 10 individus sont déposés dans des flacons en verre de 150 ml. Différentes concentrations d'HE (25, 50, 100, 150 et 200 µl/L d'air) ont été appliquées directement sur un disque en papier filtre (2 cm de diamètre) (Fig. 8). Le suivi des mortalités a été effectué à 12h et 24h après traitement. Les concentrations létales ainsi que leur intervalle de confiance (95% IC) ont été déterminées grâce à un Logiciel GRAPH PAD PRISM 7.



Figure 8. Traitement des moustiques adultes (Photo personnelle).

2.6.2. Toxicité des insectes ravageurs par fumigation

Après un screening préalable, l'HE de *S. molle* a été appliquée sur les adultes de *S. granarius* et *R. dominica,* en utilisant différentes concentrations : 140, 180, 220, 260 et 520 µl/L d'air dans des pots (60ml) contenant chacun 3 g de blé sain. Cette huile est déposée sur des disques (papier filtre) de 2 cm de diamètre, qui sont fixés à la face interne des couvercles. Six répétitions de 10 adultes ont été effectuées pour chaque concentration. Des disques sans traitement sont utilisés pour les séries témoins (Fig. 9).

Les mortalités observées sont corrigées à l'aide de la formule d'Abbott (1925) et les concentrations létales (CL) ont été déterminés à l'aide du logiciel GraphPad Prism 7.



Figure 9. Test de toxicité par fumigation (Photos personnelles).

2.7. Test de répulsion

Ce test a été évalué à l'aide de la méthode de zone préférentielle sur papier filtre, décrite par McDonald et al. (1970). Cette technique consiste à diviser un disque de papier filtre de 9 cm de diamètre en deux moitiés égales : l'une est imprégnée d'huile essentielle dissoute dans de l'acétone, tandis que l'autre sert de témoin et est traitée uniquement avec de l'acétone.
Différentes concentrations d'HE du faux poivrier : 0,625µl ; 1,25µl ; 2,5µl et 5µl diluées dans 1 ml d'acétone, sont réparties d'une façon homogène sur la totalité du papier filtre. Après séchage des deux demi disques à l'air libre, le disque est reconstitué puis placé dans une boîte de pétri. Dix adultes sont déposés au milieu du papier filtre et dix répétitions sont réalisées pour chaque concentration. Le nombre des adultes sur les demi-disques est suivi après 30 min, 1 h, 3 h et 6 h de traitement. La formule de Nerio *et al.* (2009) est utilisée pour calculer le pourcentage de répulsion (PR):

$$PR\ (\%) = [(NC - NT) / (NC+NT)] \times 100$$

NC : Nombre d'insectes au niveau de la partie témoin.

NT : Nombre d'insectes au niveau de la partie traitée.

Le classement des PR se fait selon Mc Donald et al. (1970) (Tableau1).

Tableau 1. Différentes classes de répulsion selon le classement de Mc Donald et al. (1970).

Classes	Intervalles de répulsion	Propriétés
0	PR ≤ 0,01%	Très peu répulsif
I	0,1% < PR ≤ 20%	Légèrement répulsif
II	20% < PR ≤ 40%	Modérément répulsif
III	40% < PR ≤ 60%	Moyennement répulsif
IV	60% < PR ≤ 80%	Répulsif
V	80% < PR ≤ 100%	Très répulsif

2.8. Evaluation de l'activité antioxydante

2.8.1. Test de piégeage du radical libre DPPH

Cette méthode consiste à solubiliser 2,4 mg de 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH) dans 100 ml de méthanol. Plusieurs concentrations (20, 40, 80, 160 µg/ml) de l'HE du faux poivrier ont été utilisées. Un mélange de 25 µl d'HE ou d'acide ascorbique avec 975 µl DPPH est laissé à l'obscurité pendant 30min. Le témoin négatif, composé de méthanol et de la solution de DPPH. Le témoin positif, quant à lui, contient une solution d'un antioxydant de référence. Les absorbances sont lues à 517 nm (Mansouri et al., 2005). Le pourcentage d'inhibition (I %) du radical libre DPPH est ensuite calculé à l'aide de la formule suivante :

$$\mathbf{I\% = [(Abs\ témoin - Abs\ échantillon) / Abs\ témoin] \times 100}$$

La concentration inhibitrice de 50 % (IC50) représente la concentration requise de l'échantillon étudié pour éliminer 50 % du radical DPPH, également connue sous le nom de la concentration efficace 50 (EC50). La CI50 est déterminée en extrapolant graphiquement la concentration correspondant à 50 % d'inhibition, à partir d'une courbe exprimant les pourcentages d'inhibition en fonction des concentrations testées de l'HE (Torres et al., 2006).

2.8.2. Pouvoir antioxydant réducteur du fer (FRAP)

0,5 ml de l'HE à différentes concentrations (20, 40, 80, 160 µg/ml), est combiné avec 1,25

ml d'une solution de phosphate tamponné à 0,2 ml (pH = 6,6) et 1,25 ml d'une solution de ferricyanure de potassium K_3Fe (CN)6 à 1%. Le tout est chauffé à 50°C pendant environ 20 minutes, puis refroidi à température ambiante. Afin d'arrêter le processus chimique, on ajoute 2,5 ml d'acide trichloracétique à 10 % et on procède à la centrifugation des tubes pendant 10 minutes à une vitesse de 3000 tours par minute. Ajouter 1,25 ml de surnageant à 1,25 ml d'eau distillée et 250 µl d'une solution de chlorure ferrique ($FeCl_3$, $6H_2O$) à 0,1%. La lecture des absorbances faite à 700 nm, est effectuée en comparaison avec un blanc où le solvant a été remplacé par de l'eau distillée (Attou, 2017). Une solution d'acide ascorbique (un antioxydant standard) a été appliquée comme témoin positif. La concentration d'huile correspondant à une absorbance de 0,5, établie grâce à l'analyse de la courbe de régression linéaire, est considérée comme la concentration médiane efficace (CE50).

2.8.3. Activité antioxydante totale

Le test utilise l'extrait de plante pour convertir le molybdène (VI) en molybdène (V). À un pH acide, cette réduction provoque la formation d'un complexe phosphate/Mo (V) vert. Dans un tube renfermant 1 ml d'une solution composé de l'acide sulfurique (0,6 N), du phosphate de sodium (28 mM) et du molybdate d'ammonium (4 mM), La réaction est initiée en ajoutant 100 µl d'HE préalablement diluée dans le méthanol. Les tubes sont incubés pendant 90 minutes à 95°C. La mesure de l'absorbance se fait à une longueur d'onde de 695 nm en comparant avec un blanc contenant du méthanol à la place de la solution d'HE après avoir été refroidie à température ambiante. Le niveau d'activité antioxydante globale est mesuré en milligrammes d'acide ascorbique équivalent par gramme d'HE (Prieto et al., 1999).

2.9. Evaluation de l'activité antibactérienne

Les souches bactériennes qui ont été utilisées dans notre recherche proviennent de la collection ATCC. L'HE a été évaluée sur 4 bactéries et une levure présentée dans le tableau 2.

Pour la vérification de l'activité antibactérienne, les concentrations minimales inhibitrices (CMI) et bactéricides (CMB) sont mesurées à l'aide de la technique de microdilution sur microplaque.

Tableau 2. Différentes souches microbiennes utilisées ainsi que leurs provenances.

Souches	Micro-organismes	Gram	Références

Bactéries	*Pseudomonas aeruginosa*	Négatif	27853
	Escherichia coli		25922
	Staphylococcus aureus	Positif	25923
	Bacillus cereus		6633
Levure	*Candida albicans*		Souche Clinique

2.9.1. Préparation de l'inoculum bactérien

Afin d'obtenir une culture fraîche de bactéries et de colonies isolées, il est nécessaire de cultiver les bactéries à tester sur des boîtes de pétri contenant de la gélose nutritive (GN) ou un autre milieu adapté aux souches, puis les incuber à une température de 37°C pendant une durée de 24 heures. Quelques colonies bien isolées sont prélevées et ajoutées à 5 ml de sérum physiologique stérile. La suspension bactérienne est agitée vigoureusement. La concentration idéale des suspensions est de 10^6 à 10^7 germes/ml. Les micro-organismes examinés sont développés dans le milieu de culture adéquat (Attou, 2017).

2.9.2. Méthode de disques

D'après NCCLS (2001), on a évalué l'efficacité antimicrobienne de l'HE en utilisant la méthode de diffusion de disque avec une suspension microbienne de 100 µl qui contient $2x10^8$ UFC/ml pour les bactéries et $1\text{-}5x10^6$ UFC/ml pour *Candida albicans*. Une fois solidifiées, les géloses Mueller-Hinton et Sabouraud stérilisées ont été versées dans des boîtes de Pétri stériles de 9 cm de diamètre, puis ensemencées avec les souches microbiennes à tester. Des disques de papier filtre de 6 mm de diamètre, imprégnés avec 10 ou 15 µl d'huile essentielle, ont ensuite été déposés à la surface des milieux gélosés (voir Fig. 10). Les boîtes de Petri ont été conservées pendant deux heures à 4°C. Ensuite, les bactéries ont été incubées à 37°C pendant 24 heures et la levure à 30°C pendant 24 et 48 heures. Les tests ont été effectués pour déterminer le diamètre des zones d'inhibition (mm) (Attou, 2017). Chaque testé a été effectué en trois répétitions.

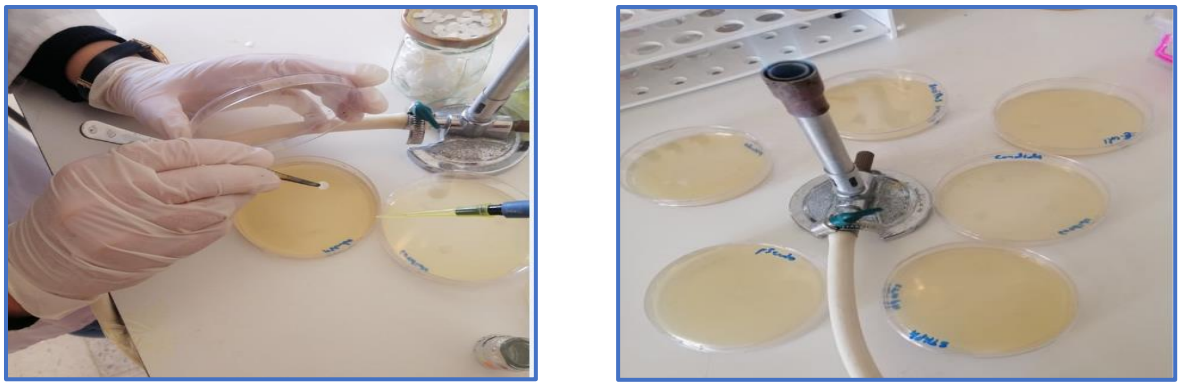


Figure 10. Méthode de disque (photos personnelles).

D'après la mesure de Ponce et al. (2003), l'huile essentielle est classée comme suit :

- HE sans activité (-) : si le diamètre d'inhibition est inférieur à 8 mm
- HE fonctionnelle (+) : 9 < diamètre < 14 mm
- HE très fonctionnelle (++) : 15 < diamètre < 19 mm
- HE extrêmement fonctionnelle (+++) : si le diamètre est supérieur à 20 mm.

2.9.3. Détermination des CMI/CMB

La technique de microdilution sur microplaques avec le bouillon Muller Hinton a été utilisée pour déterminer les concentrations minimales inhibitrices (CMI) et bactéricides (CMI) de l'huile essentielle active (diamètre ≥ 9 par la méthode de disques) (NCCLS, 2001). Après avoir dissous l'HE dans le Tween à une concentration de 80 à 0,5 %, nous avons procédé à la préparation d'une série de dilutions successives dans le bouillon Mueller Hinton, qui avait déjà été réparti dans les cupules. Les inocula microbiens ont ensuite été ajoutés, avec des concentrations finales de 5×10^5 UFC/ml pour les bactéries et de $2,5 \times 10^6$ UFC/ml pour *Candida albicans*.

Après une période d'incubation de 24 heures à une température de 37°C, la CMI correspond à la concentration minimale d'huile essentielle laquelle ne présente aucune croissance bactérienne visible (absence de trouble). Des échantillons de 10 µl de cultures provenant des puits sans turbidité visible sont prélevés et inoculés sur des milieux gélosés. Ils sont ensuite incubés à 37°C pendant 24 heures afin d'évaluer la CMB. Après la période d'incubation, aucune culture n'est visible sur la gélose lorsque la concentration de CMB est la plus faible (Fig. 11).

Le rapport CMB/CMI a également été évalué afin de démontrer l'effet antimicrobien de l'HE

testée. Lorsque le rapport est inférieur à 4, l'huile essentielle est considérée comme une huile bactéricide, tandis que lorsqu'il est supérieur à 4, elle est considérée comme une huile bactériostatique (Lakhdar et al., 2016).

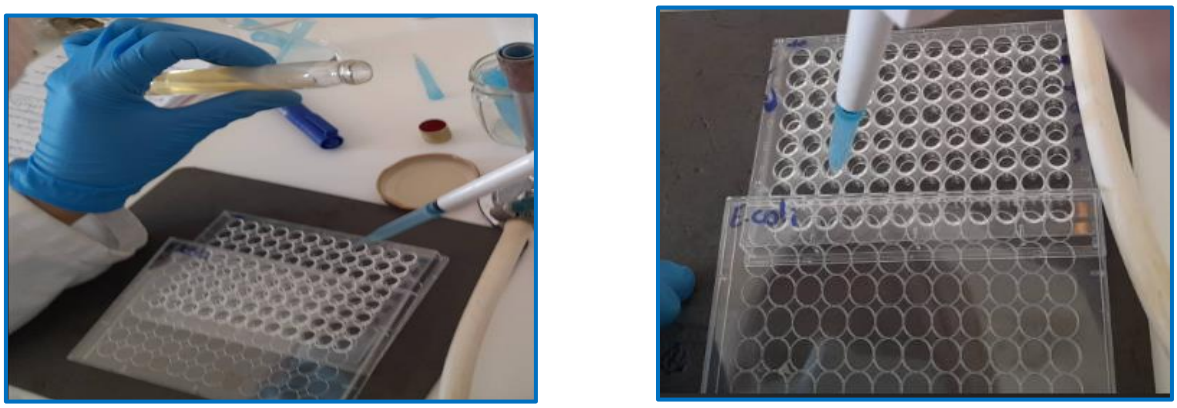


Figure 11. Microdilution sur microplaque (photos personnelles).

RESULTATS

III. RESULTATS

3.1. Rendement de l'HE

L'HE extraite des feuilles séchées de *Schinus molle* présente un aspect liquide, de couleur jaune clair à transparent et une odeur épicée proche de celle du poivre. Le rendement est de 2,64 % de la matière végétale sèche.

3.2. Caractérisation chimique de l'HE de *S. molle*

La CPG-SM a été utilisée pour identifier les différents composants de l'HESM, ainsi que pour déterminer la concentration de ses composés et le temps de rétention (Tableau 3 et Fig. 12). Il a montré la présence de 97 composés, soit 97,518 % de tous les constituants trouvés. Quatre constituants ont été identifiés comme composés majoritaires : α- phellandrène (16,613%), ß-phellandrène (12,104%), elemol (9,028%) et ß-eudesmol (5,872%).

Tableau 3. Caractérisation chimique de l'HE de *S. molle* : temps de rétention (TR) et concentrations (%) des différents constituants.

N°	Composés	TR	IR	%
1	α-Thujène	7,17	930	0,069
2	**α-Pinène**	**7,54**	**934**	**3,343**
3	Camphène	8,26	943	0,054
4	Sabinène	10,18	967	0,633
5	**ß-Pinène**	**11,90**	**988**	**4,828**
6	**α-Phellandrène**	**13,08**	**1004**	**16,613**
7	3-Carène	13,65	1009	0,013
8	α-Terpinène	14,26	1014	0,044
9	p-Cymène	15,19	1023	1,648
10	**ß-Phellandrène**	**16,02**	**1030**	**12,104**
11	**D-Limonène**	**16,21**	**1032**	**4,900**
12	ß-Ocimène (E)	18,26	1050	0,094
13	γ-Terpinène	18,92	1056	0,060
14	Linalool oxide F	20,50	1070	0,077
15	Terpinolène	21,77	1082	0,150
16	Trans-linalool oxide F	22,01	1084	0,050
17	Linalool	23,52	1097	0,789
18	n-Nonanal	23,82	1100	0,081
19	p-Menth-2-en-1-ol (Cis)	24,87	1121	0,110
20	Camphre	26,38	1133	0,091
21	ß-Terpinéol (Cis)	26,55	1141	0,058
22	Bornéol	28,55	1165	0,079
23	Angustifolénone	28,74	1167	0,054
24	Terpinène-4-ol	29,58	1177	0,128
25	Cryptone	30,16	1184	0,135
26	Cymène-8-ol	30,51	1188	0,040
27	α-Terpinéol	30,83	1192	0,153
28	Piperitol (Cis)	32,16	1196	0,029

29	trans-Piperotol	32,29	1210	0,013
30	trans-Carveol	33,14	1221	0,070
31	Carveol (Cis)	34,11	1233	0,027
32	Nerol	34,21	1234	0,028
33	Cumin aldehyde	34,36	1236	0,019
34	Carvone	34,84	1242	0,850
35	Piperitone	35,54	1251	0,012
36	Piperitone epoxide (Cis)	35,75	1253	0,307
37	Linalyl acétate	36,37	1261	0,194
38	Decenal (2E)	36,57	1264	0,019
39	Geranial	36,78	1266	0,016
40	p-Menh-1-en-7-al	36,88	1267	0,037
41	Pregeijerène B	37,60	1276	0,110
42	Bornyl acétate	38,03	1282	0,029
43	Tetradecatriène (3Z, 6Z, 9Z)	38,58	1289	0,066
44	Lavandulyl acétate	39,00	1294	0,019
45	Prenyl hexanoate	39,24	1297	0,030
46	Carvacrol	39,87	1306	0,206
47	Exo-2-Hydroxycineole acétate	42,06	1342	0,028
48	α-Cubebène	42,37	1347	0048
49	Dihydro carvacrol acétate	42,55	1350	0,020
50	Neptalactone (4aα, 7α, 7aα)	43,21	1361	0,031
51	α-ylangène	43,95	1373	0,197
52	ß-Bourbonène	44,45	1381	0,035
53	ß-Cubebène	45,01	1390	0,063
54	ß-Elemène	45,22	1393	0,731
55	α-Gujunène	46,10	1407	0,392
56	Caryophyllène (E)	46,63	1416	0,511
57	ß-Copaene	47,30	1426	0,026
58	γ-Elemène	47,83	1434	0,353
59	α-Humulène	48,76	1449	0,452
60	Alloromadendrène	49,19	1455	0,162
61	Dehydro-aromadendrène	49,39	1458	0,033
62	Caryophyllène (9-epi-E)	50,00	1468	0,014
63	γ-Gurjunène	50,27	1472	0,165
64	Germacrène D	50,65	1478	2,315
65	ß-Selinène	50,83	1481	0,188
66	ð-Selinène	50,95	1483	0,074
67	ß-Guaiene (Cis)	51,13	1486	0,169
68	**Bicyclogermacrène**	**51,67**	**1494**	**3,740**
69	α-Muurolène	52,00	1499	0,911
70	α-bulnesène	52,64	1510	0,343
71	ð-Amorphène	52,77	1512	0,387
72	Bisabolène (Z- γ)	52,97	1516	0,091
73	ð-Cadinène	53,39	1523	2,092
74	Bisabolène (E-iso-y)	53,61	1527	0,019
75	Zonarène	53,76	1530	0,107
76	α-Cadinène	54,06	1535	0,092
77	**Elemol**	**55,00**	**1551**	**9,028**
78	Palustrol	55,70	1564	0,170
79	Nerolidol (E)	56,14	1571	0,155

80	Spathulenol	56,48	1577	2,553
81	Globulol	56,73	1582	0,127
82	Viridifloral	57,14	1589	0,519
83	Cubeban-11-ol	57,45	1594	0,038
84	humulene epoxide II	57,99	1604	2,907
85	Eudesmol (10-epi- γ)	58,57	1615	0,340
86	Cubenol (1-épi)	59,20	1628	0,643
87	γ-Eudesmol	59,57	1635	2,656
88	Cubenol	60,00	1644	0,658
89	α-epi-Cadinol	60,10	1646	0,364
90	**ß-Eudesmol**	**60,66**	**1657**	**5,872**
91	α-Eudesmol	60,84	1661	2,545
92	α-Cadinol	60,96	1663	1,109
93	Bulnesol	61,57	1675	3,520
94	Guaia-3,10(14)-dien-11-ol	61,80	1680	0,060
95	Shyobunol	62,50	1693	1,932
96	Amorpha-4,9-dien-14-al	63,21	1706	0,036
97	14-hydroxy-Humulène	63,55	1712	0,018
Total				**97,518%**

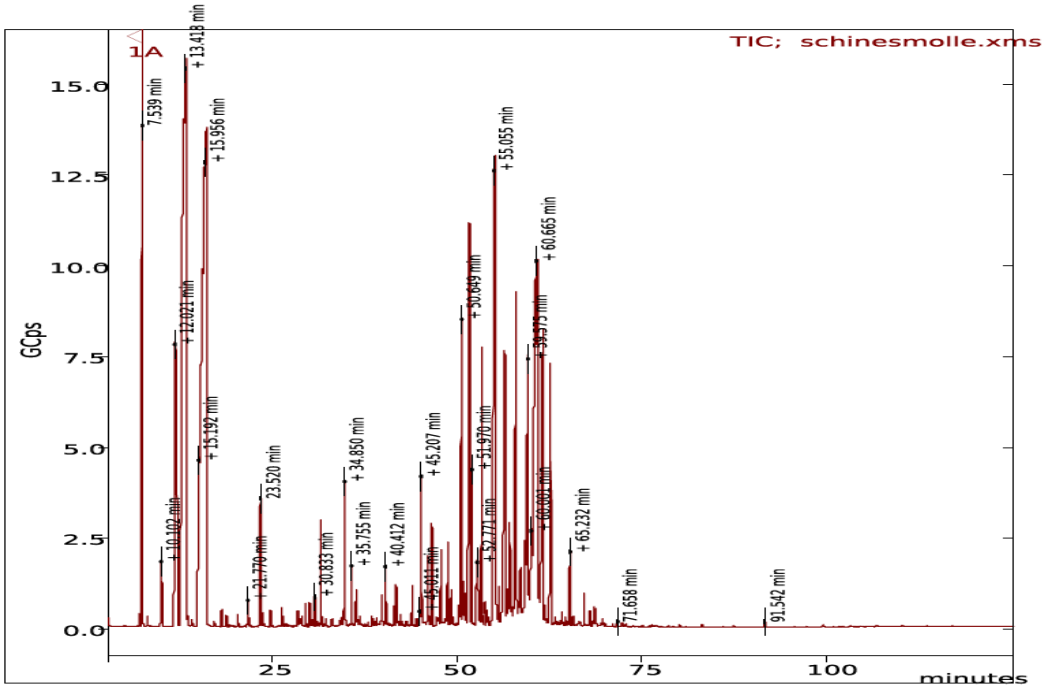


Figure 12. Chromatogramme (CPG-SM) de l'HE de *S. molle* (Abondance en fonction du temps en minutes).

3.3. Analyse phytochimique

La recherche phytochimique a montré que les flavonoïdes, les leucoanthocyanes, les saponines et les stéroïdes étaient présents, tandis que les quinones, les alcaloïdes, les tanins catéchiques et galliques et les terpénoïdes étaient absents (Tableau 4).

Tableau 4. Détection des constituants phytochimiques dans les feuilles sèche de *S. molle.*

N°	Composés secondaires	Résultats
1	Flavonoïdes	+
2	Leucoanthocyanes	+
3	Quinones	-
4	Saponines	+
5	Alcaloïdes	-
6	Tannins catéchiques	-
7	Tannins galliques	-
8	Terpenoïdes	-
9	Stéroïdes	+

(+) : présence, (-) : absence

3.4. Effet insecticide de l'HE de *S. molle*

3.4.1. Toxicité de l'HE à l'égard des moustiques

3.4.1.1. Toxicité contre les larves L4 de *Cs. longiareolata*

Diverses concentrations d'HESM ont été appliquées sur les larves de *Culiseta longiareolata* (2, 4, 8, 16, 32 et 64 ppm) après un screening test. Dans les séries témoins, aucune mortalité n'a été constatée.

Les mortalités corrigées signalées chez les larves de *Cs. longiareolata* étaient de 13 % pour la dose la plus faible (2 ppm) jusqu'à 98 % pour la dose la plus forte (64 ppm) (Fig. 13). Ces mortalités augmentent considérablement en fonction des doses utilisées ($F_{5,24}$ =270,4 ; p<0,0001). Les résultats révèlent que l'HESM exerce un impact insecticide sur les larves L4 de *Cs. longiareolata* avec une relation dose-réponse. L'existence de 6 groupes de moyennes est révélée par le classement des doses par le test HSD de Tukey, chacun étant composé d'une concentration.

La courbe dose-réponse (Fig.14) a permis d'estimer les concentrations létales (CL), ainsi que leurs intervalles de confiance et le HillSlope (Tableau 5).

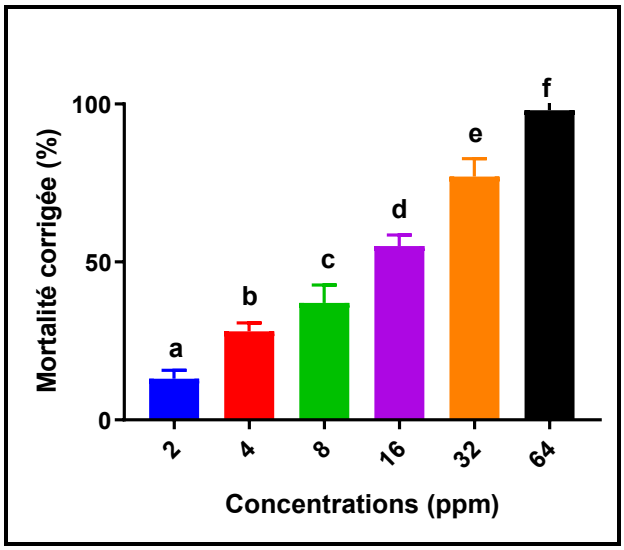


Figure 13. Taux de mortalité corrigée enregistré chez les larves L4 de *Cs. longiareolata* exposées à l'HESM (m ± SEM, n=5 répétitions avec 20 larves chacune). Test de Tukey.

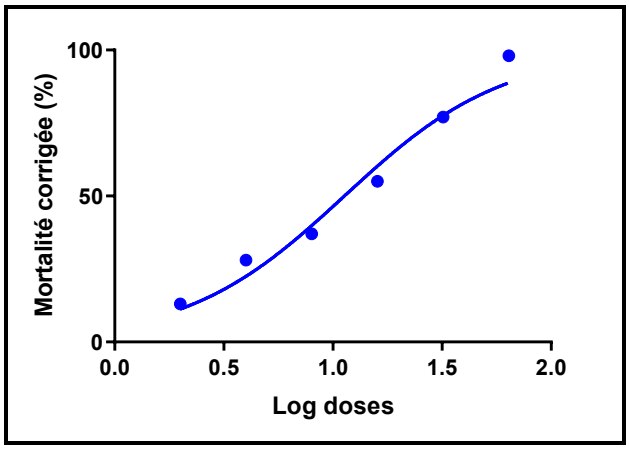


Figure 14. Pourcentage de mortalité corrigée (%), calculé à l'aide d'une courbe dose-réponse basée sur le logarithme des doses.

Tableau 5. Concentrations létales (ppm) de l'HESM calculées chez les larves 4 de *Cs. longiareolata :* effet cumulé.

Stade	R^2	HillSlope	CL_{25} (ppm) IC (95%)	CL_{50} (ppm) IC (95%)	CL_{90} (ppm) IC (95%)
Larve 4	0,96	1,19	**4,48** (2,50 - 7,12)	**11,29** (8,03 - 15,67)	**71,36** (37,68 - 176,40)

3.4.1.2. Toxicité contre les adultes

Diverses concentrations d'HESM déterminées après un test de screening, ont été appliquées par fumigation sur les adultes mâle et femelle de *Cs. longiareolata* (25, 50, 100, 150, 200 µl/L d'air). Dans les séries témoins, aucune mortalité n'a été constatée.

Lors de ces essais, les mortalités corrigées constatées chez les adultes femelles de *Cs. longiareolata* varient de 10 % pour la dose la plus faible (25 µl/L) jusqu'à 95,55 % pour la dose la plus forte (200 µl/L) à 12 heures et de 23,33% pour la dose la plus faible (25 µl/L) jusqu'à 100% pour la dose la plus forte (200 µl/L) à 24 heures (Tableau 6). Ces mortalités augmentent considérablement à 12h ($F_{4,40}$ =159,4 ; p<0,0001) et à 24h ($F_{4,40}$ =167,3 ; p<0,0001) après traitement. Les résultats montrent que l'HE de *Schinus molle* agit comme un insecticide avec une relation dose-réponse contre les femelles de *Cs. longiareolata*. L'existence de quatre groupes de moyennes est révélée par le classement des doses par le test HSD de Tukey à 12h et 24h.

Concernant les mâles, les mortalités corrigées marquent des variations allant de 17,77% pour la dose la plus faible (25µl/L) jusqu'à 98,88 % pour la dose la plus élevée (200µl/L) à 12 h et de 41,11% pour la dose la plus faible (25µl/L) à 100 % pour la dose maximale (200µl/L) à 24h (Tableau 6). L'HE de *Schinus molle* montre une activité adulticide avec une relation dose-réponse contre les mâles de *Cs. longiareolata*. L'analyse des doses par le test HSD de Tukey révèle la présence de 4 groupes de moyennes à 12h et de 3 groupes de moyennes à 24h.

On constate également que les mâles sont plus sensibles au traitement que les femelles. La détermination des concentrations létales (CL), ainsi que leurs intervalles de confiance et le HillSlope (Tableau 7), a été faite grâce aux courbes dose-réponse (Fig. 15).

Tableau 6. Taux de mortalités corrigées constaté chez les adultes mâle et femelle de *Culiseta longiareolata* exposées à l'HESM à différents temps (m ± SEM, n=10 répétitions comportant chacune 10 individus).

Adultes	Périodes	25 µl/L	50 µl/L	100 µl/L	150 µl/L	200 µl/L
Femelle	12h	10,00 ± 4,44 a	40,00 ± 6,66 b	68,88 ± 5,92 c	84,44 ± 8,39 d	95,55 ± 5,92 d
	24h	23,33 ± 5,92 a	63,33 ± 8,14 b	78,88 ± 5,92 c	96,66 ± 5,18 d	100 ± 0,00 d
Mâle	12h	17,77 ± 5,18 a	52,22 ± 7,90 b	76,66 ± 4,44 c	88,88 ± 7,90 d	98,88 ± 1,95 d
	24h	41,11 ± 5,92 a	75,55 ± 4,93 b	96,66 ± 5,18 c	98,88 ± 1,97 c	100 ± 0,00 c

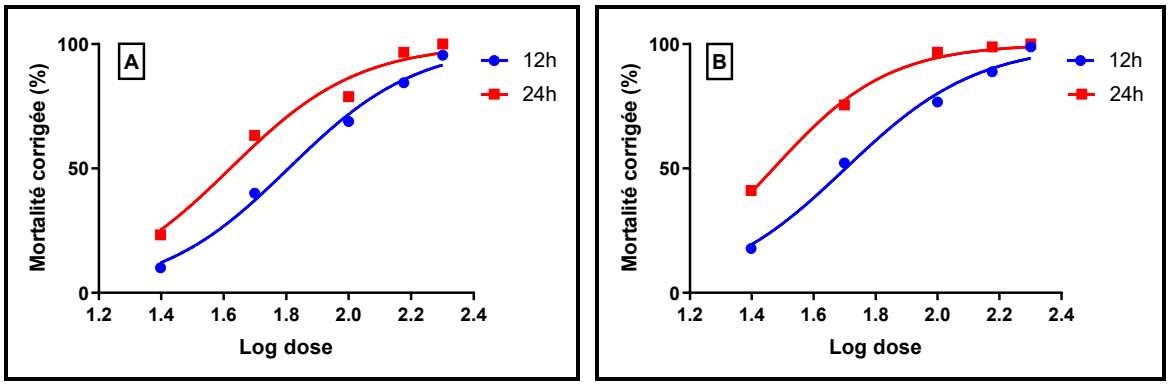


Figure 15. Courbes de référence (**A** : Femelle ; **B** : Mâle), exprimant les probits en fonction des logarithmes décimaux des concentrations.

Tableau 7. Concentrations létales (µl/L d'air) de l'HESM déterminées chez les adultes mâle et femelle de *Culiseta longiareolata* à différentes périodes.

Adultes	Périodes	R^2	HillSlope	CL_{25} (95% FL)	CL_{50} (95% FL)	CL_{90} (95% FL)
Femelle	12 h	0,99	2,10	**38,06** [29,85 - 46,92]	**64,15** [54,85 - 74,54]	**182,20** [138,50 - 250]
	24 h	0,97	2,11	**24,83** [14,96 - 43,56]	**41,77** [31,52 - 53,72]	**118,10** [71,31 - 215,1]
Mâle	12 h	0,98	2,03	**29,40** [21,94 - 37,12]	**50,42** [42,13 - 59,80]	**148,30** [106,50 - 215,20]
	24 h	0,99	2,33	**18,45** [15,56 - 21,07]	**29,53** [26,84 - 32,21]	**75,65** [63,20 - 91,89]

3.4.2. Toxicité de l'HE à l'égard des ravageurs

L'efficacité de l'HE de *S. molle* a été déterminée par des essais toxicologiques basés sur les mortalités enregistrées chez les adultes de *S. granarius* et *R. dominica* à différentes périodes après avoir été traités. Dans les séries témoins, aucune mortalité n'a été constatée.

Les mortalités corrigées signalées chez *S. granarius* lors des essais toxicologiques marquent une variation de 14 % à 12 h jusqu'à 34% à 48 h pour la dose la plus minime (140 µl/L d'air) et de 92% à 12h jusqu'à 98% à 48 h pour la dose maximale (520 µl/L d'air) (Fig. 16A). Chez *S. granarius* traité par fumigation, ces mortalités augmentent significativement à 24 heures ($F_{4,15}$ =162,6 ; p<0,001), à 48 heures ($F_{4,15}$ =111,8 ; p<0,001) et à 72 heures ($F_{4,15}$ =118,10 ; p<0,001).

Les résultats des mortalités corrigées obtenus après application de l'HE de *S. molle* sur les adultes de *R. dominica*, révèlent des taux variant de 14% à 24 h jusqu'à 36% à 72 h pour la dose la plus faible (100µl/L d'air) et de 78% à 24 h jusqu'à 94% à 72 h pour la dose la plus forte

(260µl/L d'air) (Fig. 16B). Ces mortalités augmentent significativement à 24heures ($F_{4,20}$ =142,80 ; p<0,001), à 48heures ($F_{4,20}$=73,17 ; p<0,001) et à 72 heures ($F_{4,20}$=95,92 ; p<0,001).

Les résultats révèlent une activité insecticide avec une relation dose-réponse à l'égard de *S. granarius* et *R. dominica*. Cinq groupes de moyennes pour les mortalités constatés chez *S. granarius* et *R. dominica* à tous les temps testés (12h, 24h et 48h) sont révélés par le classement des doses par le test HSD de Tukey. De plus, on note que *R. dominica* est l'espèce la plus sensible au traitement que *S. granarius.*

Les concentrations létales (CL) ont été déterminées (Tableau 8) grâce aux courbes dose-réponse exprimant les mortalités en fonction du logarithme des concentrations appliquées (Fig. 17A et B).

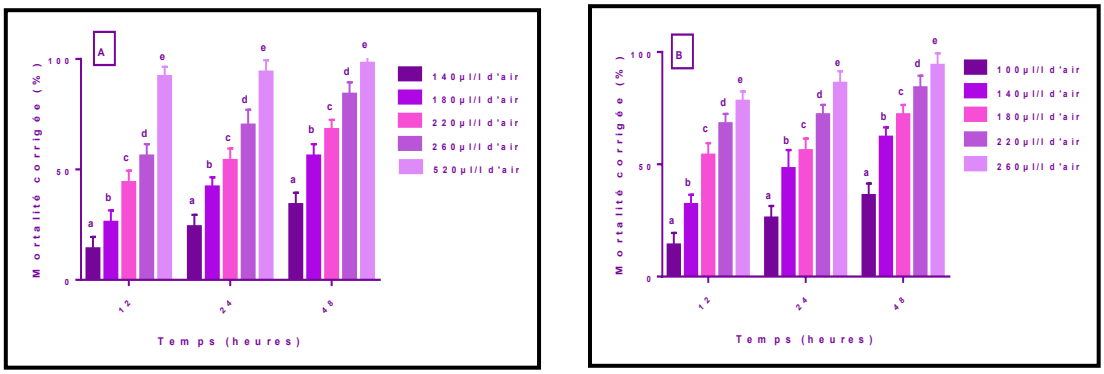


Figure 16. Mortalités corrigées (%) enregistrées chez les adultes de *S. granarius* **(A)** et *R. dominica* **(B)** exposés à l'HESM à différentes périodes (m ± SEM, n=5 répétitions de 10 individus chacune).

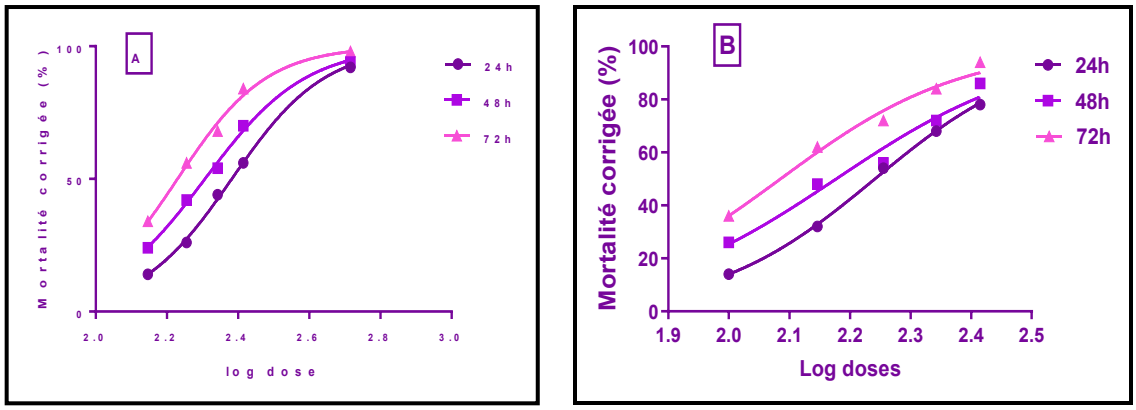


Figure 17. Courbes de référence (**A** : *S. granarius* ; **B** : *R. dominica*), exprimant les probits en fonction des logarithmes décimaux des concentrations.

Tableau 8. Concentrations létales (µl/L d'air) de l'HESM déterminées chez les adultes de *S. granarius et R. dominica* à différentes périodes.

Espèces	Périodes	R^2	HillSlope	CL_{25} (95% FL)	CL_{50} (95% FL)
S. granarius	**12 h**	0,99	3,33	**173,50** [165,90 - 180,60]	**241,20** [233,70 - 249,50]
	24 h	0,99	3,07	**141,90** [130,30 - 152,20]	**202,80** [194,40 - 211,50]
	48 h	0,99	3,47	**123,80** [108,70 - 136,00]	**169,80** [159,70 - 179,00]
R. dominica	**12 h**	0,99	3,26	**124,50** [119,70 – 129,10]	**174,30** [170,40 - 178,20]
	24 h	0,96	2,64	**99,25** [71,40 - 121,00]	**150,40** [129,90 -169,80]
	48 h	0,98	2,91	**83,43** [66,00 - 97,31]	**121,70** [108,10 - 133,50]

3.4.3. Effet répulsif de l'HE de *S. molle*

Le tableau 9 présente les résultats du pouvoir répulsif de l'HESM à l'égard de *R. dominica* et *S. granarius*. On observe une augmentation du pourcentage de répulsion au cours des périodes testées avec les concentrations appliquées. Les forts taux (70 % et 90%) sont observés à 6 h avec la plus forte concentration (5µl/ml) chez *R. dominica* et *S. granarius,* respectivement. En outre, les indices de répulsion marquent une diminution en fonction du temps d'exposition et des concentrations. De plus, on note que l'activité répulsive de l'HE est plus importante à l'égard de *S. granarius* par rapport au *R. dominica* et qui sont tous deux classés en catégorie 5 de répulsion.

Tableau 9. Pouvoir répulsif de l'HESM contre les adultes de *R. dominica* et *S. granarius*.

Concentrations	Périodes	*R. dominica*			*S. granarius*		
		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

PR : Pourcentage de répulsion ; IR : Indice de répulsion ; CR : Classe de répulsion de l'HE.

3.5. Évaluation de l'efficacité antioxydante de l'HE de *S. molle*

L'évaluation de l'activité antioxydante de l'huile essentielle a été réalisée en utilisant trois approches différentes : le piégeage du radical libre DPPH, le test de réduction du fer (FRAP) et la capacité antioxydante totale (CAT) (Tableau 10).

Pour le test de l'activité antiradicalaire contre le DPPH, l'acide ascorbique a été utilisé comme standard (contrôle positif). Les résultats de l'activité antioxydante contre le radical DPPH augmentent avec l'augmentation des concentrations (Fig. 18A). L'IC50 est inversement liée à l'effet piégeur : des valeurs plus faibles indiquent un effet antiradicalaire plus prononcé. L'activité antioxydante de l'huile essentielle (IC50 = 65,86 µg/ml) s'est révélée plus efficace que celle de l'acide ascorbique (IC50 = 83,32 µg/ml).

L'évaluation du pouvoir réducteur a toutefois montré une meilleure activité pour l'acide ascorbique comparée à celle de l'huile essentielle. Il est à noter que le pourcentage de réduction augmente avec toutes les concentrations testées (Fig. 18B). Les résultats montrent que l'acide ascorbique a une capacité plus élevée à réduire le fer, avec un EC50 = 34,07 µg/ml, comparé à l'huile essentielle dont l'EC50 est de 142,52 µg/ml. De plus, les résultats révèlent une capacité antioxydante totale de l'huile essentielle de *S. molle* qui dépasse les 45mg équivalent d'acide ascorbique/g d'huile essentielle.

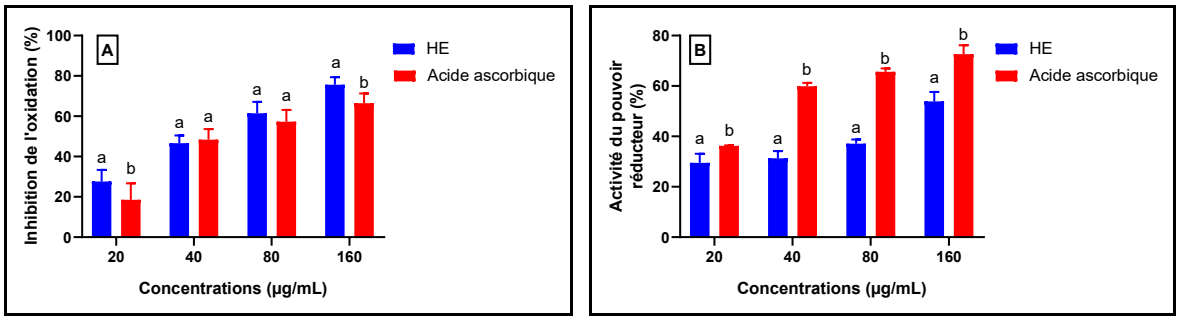


Figure 18. Activité antioxydante de l'HESM et de l'acide ascorbique par la méthode de piégeage du radical DPPH **(A)** et par le test FRAP **(B)** (m ± SEM ; n = 10 répétitions).

Tableau 10. Activité antioxydante de l'HE de *S. molle* et de la Vit C (CI_{50}= concentration de 50% d'inhibition).

HE/AA	CI50/DPPH (µg/ml)	CE50/ Réduction du fer (mg/ml)	Capacité antioxydante totale (mg EAA/g HE)
Schinus molle	65,86 ± 1,05	142,52 ± 0,46	48,00 ± 0,42
Acide Ascorbique (AA)	83,32 ± 1,11	34,07 ± 0,83	/

(mg EAA/g HE : mg équivalent d'acide ascorbique/ g d'huile essentielle)

3.6. Évaluation de l'activité antibactérienne de l'HESM

Cette activité a été évaluée contre 4 souches bactériennes ATCC et une levure. Les valeurs des concentrations minimales inhibitrices (CMI), bactéricides (CMB) et fongicides (CMF) ont été établies en utilisant la méthode de diffusion sur disque et la technique de microdilution sur microplaque.

3.6.1. Technique de disque

Le pouvoir antimicrobien de l'HE de *S. molle* par la méthode d'aromatogramme est représenté dans la figure 19. L'HE des feuilles de *S. molle* a révélé des effets antibactériens intéressants contre la majorité des souches testées. *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 était la souche la plus sensible à l'HE de *S. molle*, avec le plus grand diamètre d'inhibition (26,66 ± 0,57mm), suivi d'*E. coli* ATCC 25922 (15,66 ± 0,57mm) et *Bacillus subtilis ATCC 6633* (14,83 ± 3,32mm). En revanche, *Pseudomonas aeroginosa* ATCC 27853 est la souche la plus résistante à l'action inhibitrice de cette huile. Pour l'activité antifongique, l'huile essentielle *de S. molle* a également montré une activité remarquable contre la souche *Candida albicans* avec un diamètre d'inhibition de 12,66 ± 4,61mm (Fig. 20).

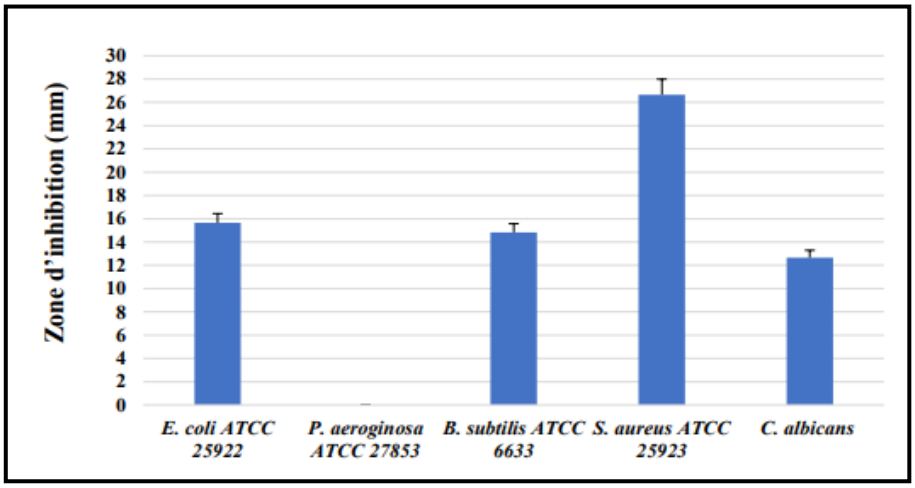


Figure 19. Effet de l'HESM sur la croissance des souches bactériennes et fongiques (m ± écart-type, n=3 répétitions).

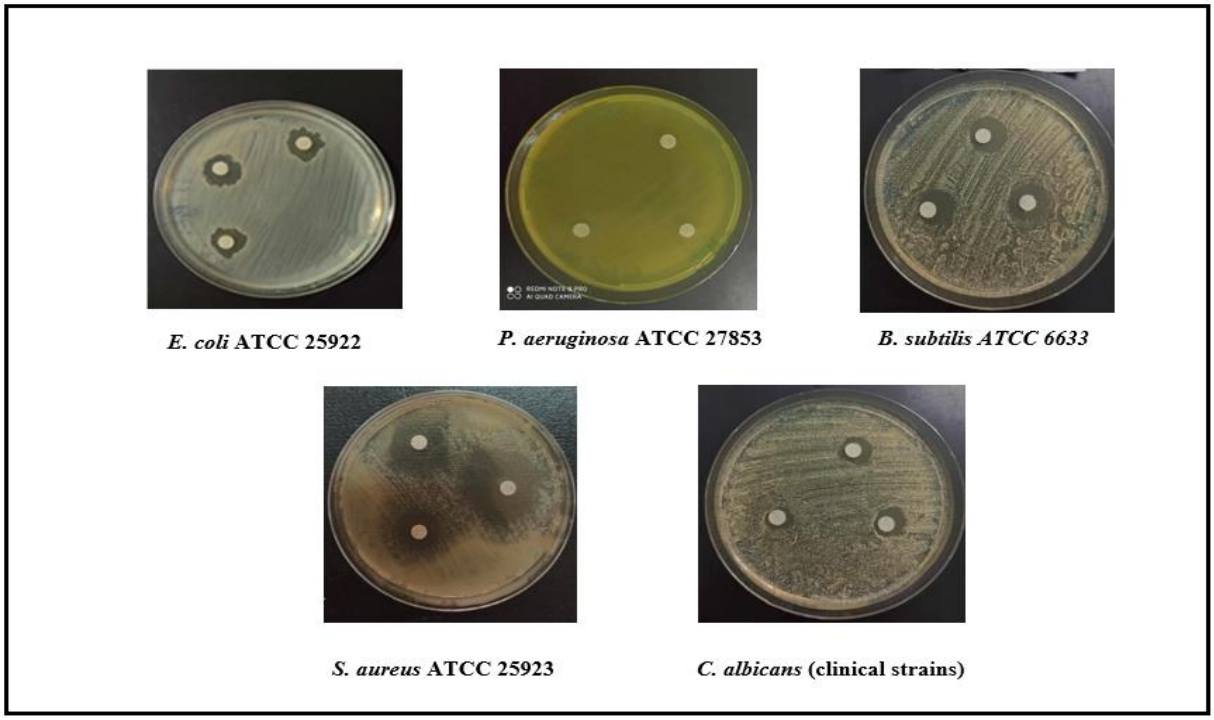


Figure 20. Photographies des zones d'inhibition obtenues par l'huile de *S. molle* contre les souches bactériennes et fongique testées par la méthode de diffusion sur disque.

3.6.2. Détermination des CMI, CMB et CMF

3.6.2.1. Concentration minimale inhibitrice

Les résultats des CMI (µl/ml) de l'HESM sont mentionnés dans le Tableau 11 et Figure 21. À 4,17 et 6,67 µl/ml, cette huile inhibe la croissance des bactéries Gram (+), *Bacillus subtilis* et *Staphylococcus aureus,* respectivement. Une CMI plus importante de l'ordre de 8,33 µl/ml a été notée chez *Candida albicans* alors qu'une faible CMI (2,08 µl/ml) a été constatée chez *E. coli.*

Les résultats de la technique de disque, qui montrent d'importantes zones d'inhibition pour la majorité des souches testées, sont confirmés par ces valeurs. En effet, les souches avec les régions d'inhibition les plus grandes ont enregistré des valeurs de CMI les plus faibles (les souches les plus sensibles).

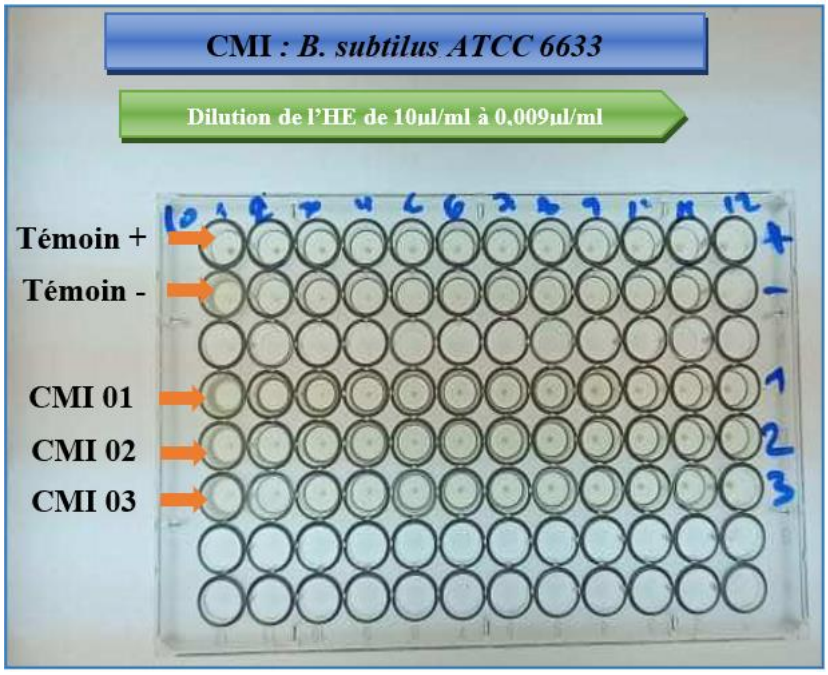


Figure 21. Détermination de CMI pour l'HE de *Schinus molle* contre *B. subtilus* ATCC 6633.

Tableau 11. Détermination de l'activité antibactérienne et antifongique de l'HE de *Schinus molle.*

Souches microbiennes	**Classes**	CMI (µl/ml)	CMB et CMF (µl/ml)	CMB/CMI et CMF/CMI	Effet antibactérien
E. coli ATCC 25922	Très sensible	2,08	10	4,81	Bactériostatique
Pseudomonas aeroginosa ATCC 27853	Non sensible	/	/	/	/
Bacillus subtilis ATCC 6633	Sensible	4,17	7,5	1,8	Bactéricide
Staphylococcus aureus ATCC 25923	Extrêmement sensible	6,67	10	1,5	Bactéricide
Candidas albicans (souche clinique)	Sensible	8,33	10	1,2	Fongicide

3.6.2.2. Concentrations minimales bactéricide et fongicide

La plus faible concentration en HE est la concentration minimale bactéricide (CMB) et fongicide (CMF), qui peut tuer plus de 99,9% de l'inoculum microbien initial (soit moins de 0,1% de survivants). Elle démontre la capacité bactéricide ou fongicide d'une huile essentielle.

Les résultats des CMB et CMF de l'HE de *S. molle* obtenus sont représentés dans le tableau 9. En vue de ces résultats, on peut constater que la CMB la plus remarquable est celle enregistrée contre *Bacillus subtilis* avec une valeur de 7,5 µl/ml. Pour les autres souches bactériennes (*E.*

coli et *S. aureus*), les concentrations bactéricides étaient de 10µl/ml. De même, la CMF de cette huile contre *Candidas albicans* marque également une valeur de 10µl/ml.

En se basant sur les rapports CMB/CMI et CMF/CMI, on peut classer l'HE du *Schinus molle* comme bactéricide et fongicide contre les souches à Gram (+) et la souche fongique respectivement, mais bactériostatique contre la souche d'*E. coli.*

DISCUSSION

IV. DISCUSSION

4.1. Rendement en huile essentielle

Avec un rendement de 2,64 % de la matière sèche de la plante, l'HE de *Schinus molle* est d'une couleur jaune clair et une odeur poivrée. Ce bon rendement obtenu dans cette étude, peut-être dû au climat semi-aride qui caractérise la région de Tébessa et il est bien connu que les rendements maximaux sont obtenus dans les régions à climat sec (Ouibrahim, 2014).

Le rendement de cette HE marque des variations d'une région à une autre en Algérie. Il est de 2,11% ; 2,22% et 1,29% pour la plante collectée à Béjaia (Belhamel et al., 2008), à Blida (Rouibi et al., 2010) et à Laghouat (Zerrouk, 2019). De plus, ce rendement est de 0,2% - 1,7% chez *S. terebinthifolia* (Uliana et al., 2016 ; Vicenço et al., 2020).

De plus, le rendement des feuilles de cette même plante varie selon les pays, allant de 0,1 à 3,0%. Les valeurs les plus basses ont été obtenues au Yémen (0,1 à 0,3 %) (Ali et al., 2011), suivi du Brésil (0,3 %) (Torres et al., 2012 ; Vicenço et al., 2020), de l'Italie (0,7 %) (Marongiu et al., 2004) et de l'Egypte (1%) (Hamdan et al., 2016). Des rendements moyens compris entre 1,1 et 1,7% ont été obtenus au Portugal (Martins et al., 2014), en Uruguay (Rossini et al., 1996), au Brésil (Simionatto et al., 2011 ; Cavalcanti et al., 2015), en Italie (Maffei & Chialva, 1990) et en Turquie (Baser et al., 1997). Des valeurs entre 2,1 et 2,3% ont été obtenues en Algérie (Belhamel et al., 2008), en Arabie Saoudite (Abdel-Sattar et al., 2010) et en Inde (Dikshit et al., 1986). L'espèce collectée en Turquie a enregistré un taux de rendement le plus élevé, atteignant 3,0 % (Deveci et al., 2010).

Une variation de rendements en huile essentielle de *S. molle* a été constatée dans la littérature selon la partie de la plante qui a subi l'extraction, 1,25 % pour les parties aériennes (Simionatto et al., 2011), 1,1 % pour les feuilles (Martins et al., 2014), 0,91 % et 6,33% pour les fruits (Martins et al., 2014 ; Rouibi et *al.*, 2010) et 2,3% pour les baies (Cavalcanti et al., 2015).

De nombreux facteurs, notamment les conditions géographiques, bioclimatiques et édaphiques, ainsi que les variations génétiques, le séchage, les techniques d'extraction et la saison de récolte, pourraient être à l'origine de ces différences (Jordán et al., 2013). Les conditions environnementales, le génotype, le stade de développement (Bakkali et al., 2008 ; Aprotosoaie et al., 2010) ainsi que l'origine géographique de la plante (Mohammedi & Atik, 2011), influencent également le rendement de l'espèce examinée.

4.2. Analyse phytochimique

Lamboro et al. (2020) ont trouvé que les extraits de différentes parties de *S. molle* collecté en Éthiopie, contenaient des quinines, des phénols, des stéroïdes, des terpénoïdes, des flavonoïdes et des alcaloïdes. Cette même plante contient une large gamme de substances bioactives, telles que les tanins, les lipides insaturés, les flavonoïdes, les stérols, les monoterpènes, les triterpénoïdes et les HEs (Barrachina et al., 1997). Néanmoins, d'autres classes de composés, comme les phénols et les produits dérivés de l'acide cinnamique, sont signalés dans la littérature (Correia et al., 2006). Les terpénoïdes et les acides gras ont été trouvés chez *S. terebinthifolius* et *S. molle*, les deux principales espèces du genre *Schinus* (Lloyd & Morris, 1977).

Par ailleurs, les résultats de Abdul-Hafeez et al. (2016) ont révélé la présence de composés phénoliques, d'alcaloïdes, de tanins et de flavonoïdes dans les tiges et les feuilles de *S. terebenthefolius* et *S. molle* (Abdul-Hafeez et al., 2016). Ces résultats concordent avec les études menées par Carvalho et al. (2013) et Rhouma et al. (2009). Les tanins et les HEs sont abondants dans l'écorce et les feuilles de *S. terebinthifolius*, comme l'ont montré Jorge & Markmann (1996). Cependant, les saponines se trouvent uniquement dans l'écorce, qui contient également les flavonoïdes.

4.3. Caractérisation chimique de l'HE de *Schinus molle*

L'analyse chimique de l'HE de *S. molle* réalisée par la GC et GC/MS a révélé la présence de 97 composants, soit 97,51 % de l'huile totale. L'α-Phellandrène (16,61 %), le ß-Phellandrène (12,10 %), l'Elemol (9,02 %), le ß-Eudesmol (5,87 %) et le D-Limonène (4,90 %) sont les principaux constituants chimiques identifiés. La composition chimique de l'HE de *S. molle* cultivée dans le Centre d'Algérie présente des différences quantitatives par rapport à nos résultats puisque les composants majeurs sont le β-Eudesmol (15,19 %), l'Elemol (13,97 %), le D-Limonène (9,89 %), le Spathulenol (9,33 %). %) et le β-Phellandrène (7,72 %) (Laoudi et al., 2023). De plus, les travaux de Belhamel et al. (2008) ont été signalés la présence de l'α-phellandrène (26,5%), β-phellandrène (12,4%), élémol (10,8%), limonène (8,6%), et α-eudesmol (6,1%) dans l'huile de *S. molle* collectée dans la région de Béjaia.

La caractérisation chimique de l'HE de *S. molle* collecté en Algérie et plus particulièrement à Tébessa, présente des similitudes et des différences par rapport aux études antérieures menées dans d'autres pays. Elle varie selon la région et le continent, selon certaines études (Martins et al., 2013). Les principaux composants de l'huile de *S. molle* collecté en Turquie ont été

identifiés comme étant respectivement l'α-phellandrène, le limonène, le β-phellandrène et le p-cymène (Eryigit et al., 2017). Selon des recherches publiées, les sesquiterpènes oxygénés de l'HE de *S. molle* cultivée en Égypte comprennent le β-eudesmol, l'élémol, le β-bisabolénol et l'épi-α-muurolol, tandis que l'hydrocarbure monoterpénique le plus répandu dans l'huile des feuilles est le ρ-cymène (Dalia et al., 2016). L'HE de *S. molle* collectée en Tunisie contenait du 6-épi-shyobunol, de l'élémol, de l'α-eudesmol et du d-limonène (Kasmi et al., 2016).

Selon certaines sources, l'HE des feuilles de l'arbre contenait de l'α-phellandrène, limonène, β-phellandrène, élémol, α-eudesmol, oxyde de caryophyllène, 7-épi-α-eudesmol, spathulénol, 1,8-cinéole et γ -cadinène (Belhamel et al., 2008 ; Simionatto et al., 2011 ; Abrha & Unnithan, 2014). Martins et al. (2013) ont montré que l'HE des feuilles de *S. molle* est caractérisée principalement par l'α-phellandrène, le limonène, le β-myrcène, le β-phellandrène et l'élémol respectivement, tandis que l'HE du fruit est caractérisée principalement par le β-myrcène, le limonène, l'α-phellandrène et β-phellandrène respectivement. Les éléments essentiels de l'HE des fruits et des feuilles de cette plante récoltés en Italie sont l'α-phellandrène, le β-phellandrène et le limonène (Maffei & Chialva, 1990). Une étude réalisée en Turquie, montre que l'HE des feuilles de *S. molle* contient 24 composants dont Δ-cadinène (11,28%) et α-cadinol (10,77%) représentent les constituants majoritaires (Deveci et al., 2010). Par ailleurs, Zahed et al. (2011) ont rapporté que les HEs des feuilles et des fruits de *S. molle* collectés en Tunisie sont riches en hydrocarbures monoterpéniques dont les principaux constituants sont limonène, β-phellandrène (35,9 - 65,4%), α-phellandrène (24,3 - 20,1%), myrcène (12,8 - 7,7%) et α -pinène (5,9 - 1,7%). De plus, l'huile essentielle extraite de *S. molle* cultivé en Égypte est composée du β-pinène, α-élémol, β-pinène, myrcène, α-phellandrène, caryophyllène, α-cadinol et cadinène (Salem et al., 2016).

Les variations de la composition chimique de *S. molle* indiquent l'existence de chémotypes distincts, comme rapporté par Rossini et al. (1996). Les variations quantitatives des HEs des feuilles et des fruits semblent être causées par l'énergie nécessaire à la production des composés (Martins et al., 2014). D'un point de vue biochimique, la biosynthèse des monoterpènes nécessite moins d'activité enzymatique et de précurseurs moléculaires par rapport à la biosynthèse des sesquiterpènes (Baby et al., 2010). Des études menées sur les fruits à différents stades de maturité ont révélé qu'à mesure que le fruit grandissait, la quantité de molécules mono et sesquiterpéniques oxygénées diminuait. Hosni et al. (2011) et Ennigrou et al. (2017) ont analysé les HEs des fruits de *S. molle* à différentes étapes de maturation : fruits immatures, fruits partiellement rouges et fruits complètement mûrs. À mesure que le fruit mûrissait, la

concentration de composés chimiques a augmenté, à l'exception de l'α-pinène qui a diminué avec la maturation.

Plusieurs facteurs y incluant les saisons, la composition du sol, l'origine géographique, le moment de la récolte et la technique d'extraction et le stade de maturation, peuvent être responsables de ces différences observées (Bertini et al., 2005 ; Martins et al., 2013 ; Martucci et al., 2015 ; Barraqui et al., 2023).

4.4. Activité insecticide de l'HE de *Schinus molle*

Les HEs ont des effets variables sur les insectes selon l'espèce végétale et les propriétés physiologiques de l'insecte (Hikal et al., 2017). Ces huiles agissent sur divers sites, y compris le système nerveux des insectes, et inhibent le métabolisme et épuisent le système de détoxification de ces insectes (Karabörklü & Ayvaz, 2023 ; Giunti et al., 2023). Plusieurs auteurs ont relié les mortalités des insectes à la présence de composés bioactifs dans les plantes (Deepalakshmi & Jeyabalan, 2017). En général, les HEs sont composées de terpénoïdes qui, selon leur composition chimique (mono-, sesqui- ou diterpènes) ont tendance à être plus facilement oxydés ou hydrolysés. Ces réactions peuvent réduire l'efficacité des HEs à long terme (Pavela & Benelli, 2016). L'efficacité des HEs contre les ravageurs est causée par l'effet synergique qui peut exister entre leurs composants (Vicenço et al., 2020).

Nos résultats montrent une activité insecticide de l'HE de *S. molle* contre *R. dominica, S. granarius* et *Cs. longiareolata* avec une relation dose-réponse. L'efficacité de cette HE a été démontrée contre *Aphis nerii* (Hemiptera : Aphididae) (Hussein et al., 2021), *Sitophilus zeamais* (Fernandes & Favero, 2014) et *Trogoderma granarium* (Abdel-Sattar et al., 2010). Les résultats de Vicenço et al. (2020) et Belhoussaine et al. (2022) ont révélé que l'HE de *S. molle* était plus efficace que l'HE de *S. terebinthifolia* contre *Anticarsia gemmatalis* et *Sitophilus oryzae* respectivement. Plusieurs études ont montré l'efficacité de *S. molle* comme biopesticide contre *Sitophilus zeamais* et *Bactericera cockerelli* (Hemiptera : Triozidae) (Landero-Valenzuela et al., 2022), contre les larves et les femelles de *Rhipicephalus sanguineus* (Rey-Valeirón et al., 2018), et contre *Haematobia irritans* (Diptera : Muscidae) (López et al., 2014). L'étude de Machado et al. (2019) ont montré que l'HE de *S. molle* est toxique contre les punaises de lit lorsqu'elle est utilisée comme fumigant, mais a peu d'effet lorsqu'elle est administrée par voie topique. Batista et al. (2016) ont démontré l'efficacité du *S. molle*, contre *Ctenocephalides felis* (Siphonaptera : Pulicidae), atteignant jusqu'à 100 % de mortalité à une concentration de 800 g/cm^2. Par ailleurs, Zahran et al. (2017) ont découvert que les huiles de *Schinus molle* et *Rosmarinus officinalis* sont moins efficaces contre les larves de *Culex pipiens* que *S.*

terebinthifolius, Artemisia monosperma et *Origanum vulgare.* L'efficacité plus élevée de l'HE de *S. terebinthifolia* peut être le résultat de la teneur plus élevée en sesquiterpènes. Ces composés ont une volatilité plus faible et favorisent un effet contact plus durable sur les insectes que l'huile de *S. molle*, dont la grande fraction monoterpénique est très volatile et peut persister pendant des périodes plus courtes (Vicenço et al., 2020).

Les différences de mortalités induites par l'application des HEs pourraient être dues à la présence de composés mineurs et même à d'éventuels synergies entre ces composés qui renforcent l'effet biocide de l'HE contre les insectes (Vicenço et al., 2020). Les variations climatiques, géographiques et édaphiques, les méthodes de stockage, le séchage après récolte et la technique d'extraction peuvent affecter le rendement et le profil chimique des HEs (Saulle et al., 2019) et par conséquent, leur activités biologiques (Machado et al., 2019).

4.5. Activité répulsive de l'HE de *Schinus molle*

Les plantes utilisent la répulsion pour se défendre contre les insectes (Jayakumar *et al*., 2017 ; Adjou et al., 2019). Il est possible d'utiliser ce phénomène physiologique pour réduire les dommages causés par ces insectes ravageurs.

Nos résultats ont démontré une activité répulsive produite par toutes les concentrations examinées, avec une relation concentration-période-réponse. Cette plante appartient à la classe répulsive IV selon Mc Donald et al. (1970). Des observations similaires ont été faites chez *R. dominica* après application de l'HE de *Lavandula angustifolia* (Sayada et al., 2022), chez *S. granarius* traité par l'HE de *C. limonum* (Guettal et al., 2021a), l'azadirachtine (Guettal et al., 2021b) et la combinaison azad-citrus (Guettal et al., 2021c). L'activité répulsive du *S. molle* a été également signalée contre les Culicidés (Tseghai et al., 2019) et contre les larves de *Cydia pomonella* (Chirino et al., 2001). Les résultats de Hanif et al. (2016) ont également montré le pouvoir répulsif de l'azadirachtine contre *T. castaneum* (77,66 %) et *R. dominica* (81,48 %). Par ailleurs, l'exposition du *S. oryzae* à trois espèces de *Citrus* a provoqué des effets répulsifs avec une relation dose-réponse (Akhtar et al., 2013). Le Laurier a également révélé un effet répulsif contre *R. dominica* et *T. castaneum*, même à faibles doses (Ben Jemâa et al., 2012). L'activité répulsive de l'HE et des extraits de *S. molle* a été constatée contre la blatte orientale (Deveci et al., 2010) et la blatte germanique (Ferrero et al., 2007). De même, l'huile de *Melia azedarach* (Meliaceae) s'est avérée significativement répulsive contre les adultes de *Culex pipiens* (Khaldi et al., 2022).

Cette activité dépend de plusieurs facteurs tels que la sensibilité des insectes et la composition chimique des HEs (Hikal et al., 2017).

4.6. Activité antioxydante de l'HE de *Schinus molle*

S. molle est bien connu pour ses propriétés pharmacologiques, notamment des propriétés antioxydantes, antibactériennes, anticancéreuses et allélopathiques (Al-Andal et al., 2019), car il est riche en flavonoïdes, les acides gras, les sesquiterpènes, les monoterpènes et les triterpènes (Hamdan et al., 2016). La plante joue un rôle important en pharmacologie et en chimie pharmaceutique en raison de sa haute teneur en HE (Belhamel et al., 2008 ; Abdel-Sattar et al., 2010).

Dans la région d'El Hammamet (Tébessa), l'HE de *S. molle* a démontré une capacité antioxydante totale efficace de 48 mg EAA/g HE, une concentration d'inhibition de 50 % du radical DPPH de 65,86 µg/ml et une réduction du fer EC50 de 142,52 µg/ml. Selon Eryigit et al. (2017), cette huile dont les principaux composants, l'α- et le β-phellandrène, pourraient être responsable de la plus faible activité antioxydante. Des recherches antérieures ont révélé que les huiles présentant des caractéristiques comparables, en particulier celles contenant de grandes quantités de monoterpènes, sont presque inefficaces. Le phellandrène, par exemple, s'est avéré avoir une activité antioxydante inférieure à celle de la menthone, de l'anéthole et du menthol (Bendaoud et al., 2010). De nombreux auteurs ont mentionné les caractéristiques antioxydantes des hydrocarbures monoterpéniques, qui constituent la majorité de l'HE examinée. Ruberto & Baratta (2000) ont rapporté que les monoterpènes, à savoir le limonène, l'α-pinène, le β-pinène, le sabinène, le β-myrcène et le terpinolène, avaient des capacités antioxydantes. Cependant, le degré d'activité variait selon le mécanisme de réaction.

La différence de pourcentages de sesquiterpènes oxygénés dans l'HE des feuilles (14 %) et des fruits (0,3 %), ainsi que la présence des groupes hydroxyles dans ces substances, peuvent être à l'origine de l'activité la plus élevée de l'HE des feuilles par rapport à celle des fruits (Duan et al., 1998 ; Tepe et al., 2006). Certaines études sur l'HE de *S. molle* ont révélé une faible activité antioxydante du DPPH, malgré les variations de son profil chimique (Díaz et al., 2008 ; Murray et al., 2009 ; Bendaoud et al., 2010 ; Salazar-Aranda et al., 2011). Cela pourrait être lié à la faible activité de piégeage du DPPH des hydrocarbures monoterpéniques des HEs (Sacchetti et al., 2005).

Les HEs des feuilles et des baies de *S. molle* avaient de faibles niveaux d'activité antioxydante ; les valeurs IC50 pour le DPPH et l'ABTS variaient respectivement de 6,9 à 8,6 mg/mL et de

0,7 à 5,0 mg/mL (Abderrahim et al., 2018). L'activité antioxydante de l'HE de *S. molle* contre le radical ABTS est renforcée par des proportions élevées de sesquiterpènes oxygénés, tandis que l'activité antioxydante des HEs contre le radical DPPH nécessite la combinaison de différentes familles chimiques (Abderrahim et al., 2018). Contrairement aux recherches antérieures, Bendaoud et al. (2010) ont obtenu une CI50 plus élevée de 3697,2 µg/mL avec l'huile de *S. molle*. L'extrait aqueux des racines de *S. molle* avait l'activité antioxydante la plus élevée (54,41 et 207,42 µg/mL d'extraits, respectivement) par les tests DPPH et FRAP (Ben Hmed et al., 2020).

4.7. Activité antimicrobienne

Plusieurs travaux ont étudié l'activité antimicrobienne des HEs de *S. molle* extraites de différentes parties de la plante telles que les fruits (baies) et les feuilles (Hayouni et al., 2008 ; Belhamel et al., 2008 ; Roch et al., 2012 ; Mehani & Segni, 2013).

Nos résultats ont montré que l'HE extraite des feuilles de *S. molle* avait une activité antibactérienne et antifongique, principalement contre les souches *E. coli* ATCC 25922, *S. aureus* (ATCC 25923) et *B. subtilis* ATCC 6633, avec des diamètres d'inhibition allant de 14,83 ± 3,32 mm à 26 ± 0,57 mm et des concentrations minimales inhibitrices de 2,08 à 8,33 µl/ml. En revanche, Cette huile a également manifesté une activité antifongique efficace contre la souche *Candida albicans*.

Ces résultats ont été confirmés par plusieurs études antérieures évaluant l'activité antimicrobienne des huiles de *S. molle*. Selon Rouibi et al. (2010), l'HE des feuilles de cette même plante a montré des propriétés antibactériennes plus élevées contre *B. subtilis, S. aureus, S. epidermis* et *C. albicans*. Par ailleurs, les travaux de Salem et al. (2016), ont révélé une bonne activité antibactérienne des huiles essentielles contre *Staphylococcus aureus, Escherichia coli, Pseudomonas aeruginosa*, avec une zone d'inhibition de l'ordre de 15mm,15mm et 16mm respectivement. Dans d'autres études, l'activité inhibitrice de l'HE de *S. molle* était plus efficace contre *Bacillus subtilis, Enterococcus faecalis et Saccharomyces cerevisiae*. Cependant, le diamètre de la zone d'inhibition de *C. albicans, E. coli et Salmonella typhimurium* a démontré un faible effet inhibiteur (8 mm) (Eryigit et al., 2017). En revanche, dans une étude tunisienne, l'HE de *S. molle* extraite des fruits s'est avérée avoir un effet inhibiteur contre *C. albicans* mais pas contre *Salmonella typhymurium, B. subtilis, E. coli* ou *B. cereus* (Hosni et al., 2011).

Dans notre étude, *P. aeruginosa* ATCC 27853 a montré sa haute résistance à l'effet antibactérien de l'huile de *S. molle*, ce qui est en accord avec les études de Roch et al. (2012) et celle d'Al-

Andal et al. (2019), dans laquelle l'huile essentielle donnait un effet inhibiteur significatif contre les bactéries à Gram positif, à savoir les souches de *S. aureus* ATCC 25923 et *Enterococcus faecalis*, tandis que *P. aeruginosa* ATCC 27853 étaient moins sensible à l'effet de cette huile. Par contre, des effets inhibiteurs remarquables ont été rapportés contre la croissance des souches fongiques et des bactéries Gram-négatif et Gram-positif, y compris l'espèce *P. aeruginosa* (Hayouni et al., 2008).

La différence observée dans la sensibilité des différents micro-organismes aux HEs peut s'expliquer par la variation de la composition et la concentration de chaque composant, ainsi que par le type de micro-organisme cible (Marino et al., 2001). Il est important de noter que l'efficacité de l'huile essentielle de *S. molle* contre les micro-organismes est principalement due à ses principes actifs, notamment la présence de certaines molécules majeures à savoir l'α-phellandrène, le D-Limonène, l'Elemol, l'Eudesmol et le ß-Pinène qui sont bien connus pour leurs propriétés antimicrobiennes (Ibrahim et al., 2014 ; Salem et al., 2016 ; Eryigit et al., 2017). Des composants mineurs trouvés dans notre HE, tels que le cymène, le sabinène, le linalol et le terpinène-4-ol, peuvent également jouer un rôle clé contre la croissance microbienne. Cela a été confirmé par Roch et al. (2012) qui ont déclaré que l'effet synergique entre ces composants peut être à l'origine de cette activité antimicrobienne.

De plus, En raison de la complexité et de la diversité de la composition de l'HE, il est très difficile d'établir une corrélation entre l'activité antimicrobienne et un composant spécifique (Martins et al., 2013).

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

V. CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Notre étude vise à effectuer un examen phytochimique et à déterminer la caractérisation chimique de l'HE d'une plante aromatique, *Schinus molle*, ainsi que ses activités insecticides, antioxydantes et antimicrobiennes.

Le rendement en huile essentielle de *Schinus molle* est de 2,64 % de la matière sèche. L'analyse chimique effectuée par CPG/SM a révélé la présence de quatre-vingt-dix-sept composés dont α- phellandrène (16,613 %), ß-phellandrène (12,104 %) et elemol (9,028 %) constituent les composés majoritaires.

Cette HE a été testée sur *Culiseta longiareolata,* espèce de moustique et deux espèces de ravageurs de grains entreposés, *Rhyzopertha dominica* et *Sitophilus granarius*. Les tests toxicologiques et comportementaux ont révélé l'activité insecticide et répulsive de cette huile contre ces espèces, avec une relation concentration-réponse.

Les capacités antiradicalaires et réductrices remarquables de l'HE de *S. molle* ont été révélées par l'évaluation de l'activité antioxydante par trois méthodes chimiques. Cette huile possède une capacité antioxydante totale (CAT) supérieure à 48 mg d'acide ascorbique équivalent par gramme d'huile essentielle, ainsi qu'une IC50 de 65,86 µg/ml qui inhibe le radical DPPH et une CE50 de 142,52 µg/ml qui réduit le fer.

L'évaluation de l'activité antimicrobienne de l'huile essentielle a été testée sur quatre souches bactériennes : *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa, Bacillus subtilus, Staphylococcus aureus* et une souche fongique, *Candida alibacans*. Les résultats obtenus ont montré une grande sensibilité de *S. aureus et E. coli* vis-à-vis de cette huile essentielle. De plus, une intéressante activité antibactérienne a été observée à l'égard de *B. subtilis*. En revanche, *Pseudomonas aeruginosa* a montré une grande résistance vis-à-vis de cette huile. L'activité antifongique a révélé que cette huile a exercé une importante activité inhibitrice à l'égard de la souche fongique, *Candida alibacans*.

En outre, des recherches supplémentaires sont nécessaires pour évaluer :

- Les activités insecticides, antioxydantes et antibactériennes des composés individuels présents dans l'HE ainsi que tout effet synergique potentiel.
- D'autres propriétés biologiques de cette plante, à savoir les propriétés antiinflammatoires, antivirales et cytotoxiques.
- La persistance de cette huile et son effet sur la qualité nutritive du blé.

RESUMES

VI. RESUME

Le présent travail a pour objectif principal d'établir la composition chimique d'une huile essentielle (HE) extraite de *Schinus molle* (Faux poivrier), et d'évaluer ses activités insecticides, antioxydantes et antimicrobiennes.

Le rendement de l'HE de *Schinus molle* affiche une moyenne de 2,64% de la matière sèche. Sa composition chimique déterminée par CPG/SM révèle la présence de 97 composés dont α-phellandrène (16,613 %), ß-phellandrène (12,104 %), elemol (9,028 %) et ß-eudesmol (5.872%) constituent les composés majoritaires.

Les tests toxicologiques ont révélé une activité insecticide de cette HE contre une espèce de moustique et deux espèces de ravageurs des denrées stockées avec une relation concentration-réponse. De plus, le test de répulsion a permis de mettre en évidence le pouvoir répulsif de ce traitement à l'égard de *Sitophilus granarius* et *Rhyzopertha dominica*.

L'activité antioxydante de l'huile essentielle a été évaluée par trois méthodes, à savoir, le piégeage du radical libre DPPH, le test de réduction de fer (FRAP) et la capacité antioxydante totale (CAT). Les résultats ont révélé que cette huile exerce une forte activité de piégeage des radicaux libres DPPH ainsi qu'une faible capacité de réduction du fer en comparaison avec le contrôle positif (acide ascorbique).

L'activité antimicrobienne de cette huile essentielle testée sur quatre souches bactériennes et une souche fongique a révélé une sensibilité de *Staphylococcus aureus, Escherichia coli* et *Bacillus subtilis*. En revanche, *Pseudomonas aeruginosa* est la souche la plus résistante vis-à-vis de cette huile. L'activité antifongique a révélé également une importante activité inhibitrice de cette huile à l'égard de *Candida alibacans*.

Mots clés : *Schinus molle,* composition phytochimique, huile essentielle, Activité insecticide, Activité antioxydante, Activité antibactérienne.

ABSTRACT

The aim of this work is to determine the chemical composition of an essential oil (EO) extracted from *Schinus molle* (False pepper tree), and to evaluate its insecticidal, antioxidant and antimicrobial activities.

The yield of *Schinus molle* EO obtained by hydrodistillation showed an average of 2.64% of dry matter. Its chemical composition was determined by GC/MS. Chemical analysis showed that false pepper EO contains 97 compounds, of which α- phellandrene (16.613%), ß-phellandrene (12.104%), elemol (9.028%) and ß-eudesmol (5.872%) constitute the majority compounds.

Toxicological tests revealed an insecticidal activity of this EO against a species of mosquito and two species of stored product pests with a concentration-response relationship. In addition, the repulsion test demonstrated the repellent potential of this treatment against *Sitophilus granarius* and *Rhyzopertha dominica*.

The antioxidant activity of the essential oil was evaluated using three methods: DPPH free radical scavenging, ferric reducing antioxidant power (FRAP) test, and total antioxidant capacity (TAC). The results revealed that the oil exhibits strong DPPH free radical scavenging activity but a low ferric reducing power compared to the positive control (ascorbic acid).

The antimicrobial activity of this essential oil tested on four bacterial strains and one fungal strain revealed sensitivity of *S. aureus, E. coli* and *B. subtilis* to the treatment, respectively. On the other hand, *Pseudomonas aeruginosa* is the most resistant strain to this oil. The antifungal activity also revealed a significant inhibitory activity of this oil against *Candida albicans*.

Keywords: *Schinus molle,* Phytochemical composition, Essential oil, Insecticidal activity, Antioxidant activity, Antimicrobial activity.

ملـــــــــــخص

الهدف من هذا العمل هو تحديد التركيب الكيميائي للزيت العطري (***EO***) المستخرج من *Schinus molle* (شجرة الفلفل الكاذبة)، وتقييم أنشطته كمبيد حشري ومضاد للأكسدة ومضاد للميكروبات.

تظهر مردودية الزيت الأساسي المستخلص من *Schinus molle* 2.64٪ من المادة الجافة. تم تحديد تركيبه الكيميائي بواسطة كروماتوغرافيا الغاز المقترنة بقياس الطيف الكتلي وقد أظهر التحليل الكيميائي أن نبات الفلفل الكاذب يحتوي على 97 مركبًا بما في ذلك α-phellandrène (16.61%)، ß-phellandrène (12.10%)، elemol (9.02٪) و ß-eudesmol (5.87٪) كمركبات الأغلبية.

كشفت اختبارات السمية عن نشاط مبيد حشري لهذا الزيت ضد نوع من البعوض ونوعين من آفات الغذاء المخزن مع وجود علاقة بين التركيز والاستجابة. بالإضافة إلى ذلك، أظهر اختبار التنافر القوة الطاردة لهذا العلاج ضد *Sitophilus granarius* و *Rhyzopertha dominica*.

تم تقييم النشاط المضاد للأكسدة للزيت العطري باستخدام ثلاث طرق: مكافحة الجذور الحرةDPPH ، واختبار القدرة على اختزال الحديد(FRAP) ، والقدرة المضادة للأكسدة الكلية (CAT). كشفت النتائج أن هذا الزيت يتمتع بقدرة قوية على مكافحة الجذور الحرةDPPH ، ولكنه يمتلك قدرة ضعيفة على اختزال الحديد مقارنةً بالشاهد الإيجابي (حمض الأسكوربيك) .

تم اختبار النشاط المضاد للميكروبات لهذا الزيت العطري على أربع سلالات بكتيرية وسلالة فطرية، وقد أظهر حساسية كل من *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* و *Bacillus subtilis* تجاه هذا الزيت. في المقابل، تُعد *Pseudomonas aeruginosa* السلالة الأكثر مقاومة لهذا الزيت. كما كشف النشاط المضاد للفطريات عن فعالية تثبيطية كبيرة لهذا الزيت تجاه *Candida albicans*.

الكلمات المفتاحية:*Schinus molle* ، التركيب الكيميائي النباتي، الزيوت الأساسية، نشاط مبيدات الحشرات، نشاط مضاد للأكسدة، نشاط مضاد للميكروبات.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

VII. REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

A

Abbott, W.B. (1925). A method for computing the effectiveness of an insecticide. Journal of Economic Entomology. 18: 265-267.

Abdel-Sattar, E., Zaitoun, A.A., Farag, M.A., Gayed, S.H.E. & Harraz, F.M. (2010). Chemical composition, insecticidal and insect repellent activity of *Schinus molle* L. leaf and fruit essential oils against *Trogoderma granarium* and *Tribolium castaneum*. Natural Product Research. 24(3): 226-235.

Abderrahim, A., Belhamel, K., Chalard, P. & Figuérédo, G. (2018). Correlation between chemical composition and antioxidant activity of the essential oils from leaves and berries of *Schinus molle* L. growing in two areas of Bejaia (Algeria). Journal of Food Measurement and Characterization. 12:1123-1134.

Abdul-Hafeez, E.Y., Ibrahim O.H.M., Mahmoud, A.F. & Abo-Elyousr, K.A.M. (2016). Effect of *Schinus molle* and *Schinus terebinthifolius* extracts on Sweet Pea Damping-off. Journal of Agricultural Science. 47 (1): 63-74.

Abrha, L.H. & Unnithan, C.R. (2014). Chemical composition and antibacterial activity of essential oil of *Schinus molle*. Journal of Pharmacy and Biological Sciences. 2(01): 9-12.

Adams, J.C. (2001). Thrombospondins: multifunctional regulators of cell interactions. Annual Review of Cell and Developmental Biology. 17(1): 25-51.

Adjou, E.S., Chougourou, D. & Soumanou, M.M. (2019). Insecticidal and repellent effects of essential oils from leaves of *Hyptis suaveolens* and *Ocimum canum* against *Tenebroides mauritanicus* (L.) isolated from peanut in post-harvest. Journal of Consumer Protection and Food Safety. 14: 25-30.

Aitken, T.H.G. (1954). The culicidae of Sardinia and Corsica (Diptera). Bulletin of Entomological Research. 45(3): 437-494.

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 Applied Agricultural Science. 5(1): 69-73.

Al-Andal, A., Moustafa, M. & Alrumman, S. (2019). Variations in chemicals and antimicrobial properties of *Schinus molle* fruits grown in Abha Area, Saudi Arabia. Arabian Journal for Science and Engineering. 44: 87-101.

Ali, N.A.A., Marongiu, B., Piras, A., Porcedda, S., Falconieri, D. & Al-Othman, A.H.M.

(2011). Comparative analysis of the oil and supercritical CO_2 extract of *Schinus molle* L. growing in Yemen. Natural Product Research. 25(14):1366-1369.

Anonyme. (1983). Informal consultation on insect growth regulators. WHO/VBC/83.

Aprotosoaie, A.C., Spac, A., Hancianu, M., Miron, A., Tanasescu, V.F., Dorneanu, V. & Stanescu, U. (2010). Le profil chimique des huiles essentielles obtenues à partir de fruits de fenouil (*Foeniculum vulgare Mill*.). Farmacia. 58 (1) : 46-53.

Attou, A. (2017). Détermination de la composition chimique des huiles essentielles de quatre plantes aromatiques de l'ouest algérien (Région d'Ain Témouchent) étude de leurs activités antioxydante et antimicrobienne. Thèse de Doctorat en Biologie. Université Abou Bekr Belkaid Tlemcen. 101p.

B

Baby, S., Raj, R., Muhammad Thaha, A.R. & Dan, M. (2010). Volatile chemistry of a plant: monosesquiterpenoid pattern in the growth cycle of *Curcuma haritha*. Flavour Fragance Journal. 25 : 35-40.

Bailey, P.T. (2007). Ravageurs des grandes cultures et des pâturages : identification et contrôle. Éditions CSIRO.

Bakkali, F., Averbeck, S., Averbeck, D. & Idaomar, M. (2008). Effets biologiques des huiles essentielles. Toxicologie Alimentaire et Chimique. 46 (2) : 446-475.

Barrachina, M.D., Bello, R., Martínez-Cuesta, M.A., Primo-Yúfera, E. & Esplunges, J. (1997). Analgesic and central depressor effects of the dichloromethanol extract from *Schinus molle* L. Phytotherapy Research. 11(4): 317-319.

Barraqui, N.S.G., Ventura, J.A., Ruas, F.G., de Araujo Gomes, R.B., Lovatti, B.P.O., da Silva, S.R.C. & Kuster. R.M. (2023). Caractéristiques physiques et chimiques des fruits du *Schinus terebinthifolia* Raddi (poivrier brésilien) à différents stades de maturation. Systématique Biochimique et Ecologie. 110 : 104704.

Baser, K.H.C., Özek, T., Abduganiev, B.E., Abdullaev, U.A. & Aripov, K.N. (1997). Composition of the essential oil of *Bunium persicum* (Boiss.) B. Fedtsch. from Tajikistan. Journal of Essential Oil Research. 9(5): 597-598.

Batista, L.C.D.S., Cid, Y.P., De Almeida, A.P., Prudêncio, E.R., Riger, C.J., De Souza, M.A. & Chaves, D.S. (2016). In vitro efficacy of essential oils and extracts of *Schinus molle* L. against *Ctenocephalides felis felis*. Parasitology. 143(5): 627-638.

Bhattacharyya, A., Chattopadhyay, R., Mitra, S. & Crowe, S.E. (2014). Oxidative stress: an essential factor in the pathogenesis of gastrointestinal mucosal diseases. Physiological

Reviews. 94(2): 329-54. https://doi.org/10.1152/physrev.00040.2012

Baydar, H., Sağdiç, O., Özkan, G. & Karadoğan, T. (2004). Antibacterial activity and composition of essential oils from *Origanum, Thymbra* and *Satureja species* with commercial importance in Turkey. Food Control. 15(3): 169-172.

Belhamel, K., Abderrahim, A. & Ludwig, R. (2008). Chemical composition and antibacterial activity of the essential oil of *Schinus molle* L. grown in Algeria. International Journal of Essential Oil Therapeutics. 2: 175-177.

Belhoussaine, O., El Kourchi, C., Harhar, H., Bouyahya, A., El Yadini, A., Fozia, F. & Tabyaoui, M. (2022). Chemical composition, antioxidant, insecticidal activity, and comparative analysis of essential oils of leaves and fruits of *Schinus molle* and *Schinus terebinthifolius*. Journal of Evidence Based Complementary and Alterntive Medicine. 2022 : 4288890. https://doi.org/10.1155/2022/4288890

Benayad, N. (2008). Les huiles essentielles extraites des plantes médicinales marocaines : moyen efficace de lutte contre les ravageurs des denrées alimentaires stockées. Université Mohammed V – Agdal. Rabat, 63 p.

Ben Hmed, M.B., Rigane, G., Rigane, G., Salem, R.B., Zouari, N. & Cherif, S. (2020). Phytochemical and antioxydant activities of *Schinus molle* L extract. Revue Roumaine de Chimie. 65(2) :173-178.

Bendaoud, H., Romdhane, M., Souchard, J.P., Cazaux, S., Bouajila, J. (2010). Chemical composition and anticancer and antioxidant activities of *Schinus molle* L. and *Schinus terebinthifolius* Raddi berries essential oils. Journal of Food Science. 7: 466-473.

Benelli, G., Wilke, A.B.B., Bloomquist, J.R., Desneux, N. & Beier, J.C. (2021). Overexposing mosquitoes to insecticides under global warming: a public health concern. Science of the Total Environment. 762: 143069.

Ben Jemâa, J.M., Tersim, N., Taleb Toudert, K. & Khouja, M.L. (2012). Insecticidal activities of essential oils from leaves of *Laurus nobilis* L. from Tunisia, Algeria and Morocco, and comparative chemical composition. Journal of Stored Products Research. 48: 97-104.

Benmeddour, T. (2016). Etude de l'activité biologique de quelques espèces végétales dans ma région de Aurés et au nord du Sahara algérien. Thèse de doctorat, Université Ferhat Abbas.

Bertini, L.M., Pereira, A.F., Oliveira, C.D., Menezes, E.A., Morais, S.D., Cunha, F. A. & Cavalcanti, E.S.B. (2005). Profil de sensibilité des bactéries aux huiles essentielles de certaines plantes du nord-est du Brésil. Infarma. 17(3-4) : 80-83.

Bouyahya, A., Abrini, J., Bakri, Y. & Dakka, N. (2017). Screening phytochimique et évaluation de l'activité antioxydante et antibactérienne des extraits d'*Origanum*

compactum. Phytothérapie. 15 (6) : 379-383.

Bouzabata, A. (2015). Contribution à l'étude d'une plante médicinale et aromatique *Myrtus communis* L. Thèse de Doctorat en Sciences médicales. Faculté de Médecine. Université Badji Mokhtar, Annaba. 191p.

Bouzidi, O., Tine S., Hamaidia, K., Tine-Djebbar, F. & Soltani, N. (2020). Chemical composition and bioefficacy of essential oil from Bay Laurel Shrub (Laurales: Lauraceae) against *Culiseta longiareolata* (Macquart) (Diptera: Culicidae) Larvae. Journal of Entomological Science. 55(2): 262-272.

Brunhes, J., Rhaim, A., Geoffroy, B., Angel, G. & Hervy, J.P. (1999). Les Culicidae de l'Afrique méditerranéenne. Logiciel de l'institut de recherche et de développement de Montpellier (France).

C

Carvalho, M.G., Melo, A.G., Aragão, C.F., Raffin, F.N. & Moura, T.F. (2013). *Schinus terebinthifolius* Raddi: Chemical composition, biological properties and toxicity. Revista Brasileira de Plantas Medicinais. 15:158-69.

Cavalcanti, A.S., Alves, M.S., da Silva, L.C.P., Patrocínio, D.S., Sanches, M.N., Chaves, D.S.A. & Souza, M.A.A. (2015). Volatiles composition and extraction kinetics from *Schinus terebinthifolius* and *Schinus molle* leaves and fruit. Brazilian Journal of Pharmacognosy. 25: 356-362.

Chirino, M., Cariac, M. & Ferrero, A.A. (2001). Insecticide activity of crude hexanic extracts of *Schinus molle* L. (*Anacardiaceae*) on neonate larvae of *Cydia pomonella* L. (*Lepidoptera: Tortricidae*). Boletín de Sanidad Vegetal Plagas. 27: 305-314.

Correia, S.D., David, J.P. & David, J.M. (2006). Secundary metabolites from species of *anacardiaceae*. Quim Nova. 29: 1287-1300.

D

Dalia, I.H., Amal, A., Assem, M. & El-Shazel. (2016). Chemical composition and cytotoxic activity of the essential oils of *Schinus molle* growing in Egypt. Journal of Pharmaceutical Sciences & Research. 8(8):779-793.

Deepalakshmi, S. & Jeyabalan, D. (2017). Studies on Mosquitocidal and biological activity of endemic plants of *Nilgiris Hills* against filarial vector, *Culex quinquefasciatus* (Say) (Insecta: Diptera: Culicidae). International Journal of Advanced Research in Biological Sciences. 4(3): 137-151.

Deveci, O., Sukan, A., Tuzun, N. & Kocabas, E.E.H. (2010). Chemical composition,

repellent and antimicrobial activity of *Schinus molle* L. Journal of Medecinal Plants Research. 4(21): 2211-2216.

Díaz, C., Quesada, S., Brenes, O., Aguilar, G. & Ciccio, J.F. (2008). Chemical composition of *Schinus molle* essential oil and its cytotoxic activity on tumour cell lines. Natural Product Research. 22(17):1521-1534.

Dikshit, A., Naqvi, A.A. & Husain, A. (1986). *Schinus molle*: a New Source of Natural Fungitoxicant. Applied and Environmental Microbiology. 51 :1085-1088.

Duan, S., Weng, X.C., Dong, X.W., Liu, Y.P., Li, H.P. & Jin, J.R. (1998). Antioxidant properties of butylated hydroxytoluene refluxed in ferric chloroide solution. Food Chemistry. 61: 101-105.

E

Elias, C. (2024). La résistance aux antibiotiques dans les pays à ressources limitées : mise en place, efficience et enjeux des systèmes de surveillance clinico-biologique, l'expérience du Laos et de Madagascar. Thèse de Doctorat en Epidémiologie. Université Claude Bernard - Lyon I. Français, 209p. https://theses.hal.science/tel-04923634v1

Ennigrou, A., Casabianca, H., Laarif, A., Hanchi, B. & Hosni, K. (2017). Maturation-related changes in phytochemicals and biological activities of the Brazilian pepper tree (*Schinus terebinthifolius* Raddi) fruits. South African Journal of Botany. 108: 407-415.

Eryigit, T., Yildirim, B., Ekici, K. & Çirka, M. (2017). Chemical composition, antimicrobial and antioxidant properties of *Schinus molle* L. essential oil from Turkey. Journal of Essential Oil-Bearing Plants. 20(2): 570-577.

F

Fernandes, E.T. & Favero, S. (2014). Óleo essencial de *Schinus molle* L. para o controle de *Sitophilus zeamais* Most.1855 (Coleoptera:Curculionidae) em milho. Revista Brasileira De Agroecologia. 9(1) : 225-231.

Ferrero, A.A., Sánchez Chopa, C., Werdin González, J.O. & Alzogaray, R.A. (2007). Repellence and toxicity of *Schinus molle* extracts on *Blattella germanica*. Fitoterapia. 78 (4): 311-314. https://doi.org/10.1016/j.fitote.2006.11.021.

G

Gerozisis, J., Hadlington, P.W. & Staunton, I. (2008). Urban pest management in Australia UNSW Press.

Giunti, G., Campolo, O., Laudani, F., Palmeri, V., Spinozzi, E., Bonacucina, G., Maggi,

F., Pavela, R., Canale, A., Lucchi, A. & Benelli, G. (2023). Chapter 17 - Essential oil-based nanoinsecticides: ecological costs and commercial potential, In Development and Commercialization of Biopesticides, Editor: Opender Koul, Academic Press, Pages 375-402.

Guettal, S., Tine, S., Hamaidia, K., Tine-Djebbar, F. & Soltani, N. (2020). Effect of *Citrus limonum* essential oil against granary weevil, *Sitophilus granarius* and its chemical composition, biological activities and energy reserves. International Journal of Tropical Insect Science. 41 : 1531–154.

Guettal, S. (2021a). Effets de deux biopesticides d'origine végétale sur un ravageur des denrées distribuées. Thèse de doctorat en Physiologie Animale Appliquée à la Santé et l'Environnement. Université Larbi Tebessi, Tébessa, 141p.

Guettal, S., Tine, S., Tine-Djebbar, F. & Soltani, N. (2021b). Repellency and toxicity of azadirachtin against granary weevil *Sitophilus granarius* L. (Coleoptera: Curculionidae). Agriculture International, Agraria Press, Ltd., 2021. hal-03169471

Guettal, S., Tine, S., Hamaidia, K., Tine-Djebbar, F. & Soltani, N. (2021c). Combined effects of Azadirachtin and *Citrus limonum* essential oil against *Sitophilus granarius*: Toxicity and Biological Activities. Pesticide Research Journal. 33 (1): 78-86.

Gulcin, İ. (2025). Antioxidants: a comprehensive review. Archives of Toxicology. 99(5):1893-1997. https://doi.org/10.1007/s00204-025-03997-2.

H

Hagstrum, D.W., Phillips, T.W. & Cuperus, G. (2012). Stored product protection. Kansas State University, Manhattan, KS. K-state Research and Extension Publications. ISBN 978-0-9855003-0-6.

Hamdan, D.I., Al-Gendy, A.A. & El-Shazly, A.M. (2016). Chemical composition and cytotoxic activity of the essential oils of *Schinus molle* growing in Egypt. Journal of Pharmaceutical Sciences and Research. 8(8): 779.

Hanif, M.S., Hasan, M., Sagheer, M., Aatif, H.M., Malik, R. & Waqas, M. (2016). Activité insecticide de différentes plantes (pomme amère, neem et tabac) contre *Tribolium castaneum* (Coleoptera : Tenebrionidae). Journal of Global Innovations in Agricultural Sciences. 4*:* 197-203.

Harborne, J.B. (1998). Phytochemical Methods. London: Chapman and Hall.

Hayouni, E.A., Chraief, I., Abedrabba, M., Bouix, M., Leveau, J.Y., Mohammed, H. & Hamdi, M. (2008). Tunisian *Salvia officinalis* L. and *Schinus molle* L. essential oils: Their

chemical compositions and their preservative effects against Salmonella inoculated in minced beef meat. International Journal of Food Microbiology. 125(3): 242-251.

Hikal, W.M., Baeshen, R.S., Said-Al Ahl, H.A. (2017). Botanical insecticide as simple extractives for pest control. Cogent Biology. 3(1): 1404274.

Hmiri, S., Rahouti, M., Habib, Z., Satrani, B., Ghanmi, M. & El Ajjouri, M. (2011). Évaluation du potentiel antifongique des huiles essentielles de *Mentha pulegium* et *d'Eucalyptus Camaldulensis* dans la lutte biologique contre les champignons responsables de la détérioration des pommes en conservation. Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège. 80 : 824 - 836.

Hosni, K., Jemli, M., Dziri, S., M'rabet, Y., Ennigrou, A., Sghaier, A. & Sebei, H. (2011). Changes in phytochemical, antimicrobial and free radical scavenging activities of the Peruvian pepper tree (*Schinus molle* L.) as influenced by fruit maturation. Industrial Crops and Products. 34(3):1622-1628.

Hussein, H.S., Tawfeek, M.E. & Abdelgaleil, S.A. (2021). Chemical composition, aphicidal and antiacetylcholinesterase activities of essential oils against *Aphis nerii* Boyer de Fonscolombe (Hemiptera: Aphididae). Journal of Asia-Pacific Entomology. 24(2): 259-265.

I

Ibrahim, B. & Al-Naser, Z. (2014). Analysis of fruits *Schinus molle* extractions and the efficacy in inhibition of growth the fungi in laboratory. International Journal of ChemTech Research. 6(5): 2799-2806.

J

Jayakumar, S., Mashitah, M.Y., Mohd Hasbi, A.R., Gaanty, P.M. & Natanamurugaraj, G. (2017). The Prospect of microalgal biodiesel using agro-industrial and industrial wastes in Malaysia. Renewable and Sustainable Energy Reviews. 72: 33-47.

Jerraya, A. (2003). Principaux nuisibles des plantes cultivées et des denrées stockées en Afrique du Nord : leur biologie, leurs ennemis naturels, leurs dégâts et leur contrôle Ed Climat Pub, Tunis, 415p.

Jordán, M.J., Lax, V., Rota, M.C., Lorán, S. & Sotomayor, J.A. (2013). Effect of bioclimatic area on the essential oil composition and antibacterial activity of *Rosmarinus officinalis* L. Food Control. 30(2): 463-468.

Jorge, L.I.F. & Markmann, B.E.O. (1996). Chemical and miscroscopic examination of *Schinus terebinthifolius* Raddi (aroeira). Review Farm Sciences. 139-145.

K

Karabörklü, S. & Ayvaz, A. (2023). A comprehensive review of effective essential oil components in stored-product pest management. Journal of Plant Diseases and Protection. 130: 449-481.

Kasmi, A., Hammami, M., Abderraba, M. & Ayadi, S. (2016). *Schinus molle*: Chemical analysis, phenolic compounds and evaluation of its antioxidant activity. Journal of Chemical and Pharmaceutical Research. 8(5): 93-101.

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

L

Lakhdar, L., Ennibi, O.K. & Farah, A. (2016). Composition pharmacologique de l'origan (huile essentielle) a effet antibacterien sur *d'Aggregatibacter actinomycetemcomitans*, brevet WO 2016076689 A1.

Lamboro, T., Mengistu, M. & Hordofa, T.G. (2020). Phytochemical screening, characterization of essential oil and antimicrobial activity of *Schinus molle* (Anacardiaceae) collected from eastern Hararghe, Ethiopia. Brazilian Journal of Natural Sciences. 3(2): 305-315.

Landero-Valenzuela, N., Alonso-Hernández, N., Lara-Viveros, F., Gómez-Domínguez N.S., Juárez-Pelcastre, J., Aguado-Rodríguez, J. & Granados-Echegoyen, C. (2022). Efficiency of *Schinus molle* essential oil against *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae) and *Sitophilus zeamais* (Coleoptera: Dryophthoridae). Agricultre. 12(4): 554.

Laoudi, T., Khelfane-Goucem, K., Hamani-Aoudjit, S., Chebrouk, F., Amrouche, T., Saher, L. & Kellouche, A. (2023). Chemical composition of essential oils from the leaves of *Schinus molle* and *Cupressus sempervirens* and their insecticidal activity against *Oryzaephilus surinamensis* (Coleoptera: Silvanidae). Journal of Essential Oil-Bearing Plants. 26(8):1-14.

Lim, T.K. (2012). Edible medicinal and non-medicinal plants. Dordrecht. The Netherlands: Springer. 1: 656-687.

Linné, C. (1753). Species plantarum: exhibentes plantas rite cognitas, ad genera relatas, cum differentiis specificis, nominibus trivialibus, synonymis selectis, locis natalibus, secundum systema sexuale *digesta.* Biodiversity Heritage Library. Vol. 2**.** Holmiae: 561-1200 p.

Lloyd, D.J. & Morris, L.R. (1977). Luders band deformation in a fine-grained aluminium alloy. Acta Metallurgica. 25(8): 857-861.

López, A., Castro, S., Andina, M.J., Ures, X., Munguía, B., Llabot, J.M. & Domínguez, L. (2014). Insecticidal activity of microencapsulated *Schinus molle* essential oil. Industrial Crops and Products. 53: 209-216.

M

Machado, C.D., Raman, V., Rehman, J.U., Maia, B.H., Meneghetti, E.K., Almeida, V.P. & Budel, J.M. (2019). *Schinus molle*: anatomy of leaves and stems, chemical composition and insecticidal activities of volatile oil against bed bug (*Cimex lectularius*). Revista Brasileira Farmacognosia. 29: 1-10.

Maffei, M. & Chialva, F. (1990). Essential oils from *Schinus molle* L. berries and leaves. Flavour Fragrance Journal. 5(1) : 49-52.

Mansouri, A., Embarek, G., Kokkalou, E. & Kefalas, P. (2005). Phenolic profile and antioxidant activity of the Algerian ripe date palm fruit (*Phoenix dactylifera*). Food Chemistry. 89: 411-420.

Marino, M., Bersani, C. & Comi, G. (2001). Impedance measurements to study antimicrobial activity of essential oils from Lamiaceae and Compositea. International Journal of Food Microbiology. 67:187-195.

Marongiu, B., Porcedda, APS., Casu, R. & Pierucci, P. (2004). Chemical composition of the oil and supercritical CO_2 extract of *Schinus molle* L. Flavour Fragrance Journal. 19(6): 554-558.

Martins, M.R., Arantes, S., Candeias, F., Tinoco, M.T. & Cruz-Morais, J. (2013). Antioxidant, antimicrobial and toxicological properties of *Schinus molle* L. essential oils. Journal of Ethnopharmacology. 151(1): 485-492.

Martins, M., Arantes, S., Candeias, F., Tinoco, M. & Cruz, J. (2014). Propriétés antioxydantes, antimicrobiennes et toxicologiques des huiles essentielles de *Schinus molle* L. Journal of Ethnopharmacology. 151 : 485-492.

Martucci, J.F., Gende, L.B., Neira, L.M. & Ruseckaite, R.A. (2015). Oregano and lavender essential oils as antioxidant and antimicrobial additives of biogenic gelatin films. Industrial Crops and Products. 71: 205-213.

Mason, L. & McDonough, M., Phillips, T. & Cuperus, G. (2012). Biology, behavior, and ecology of stored grain and legume insects. Hagstrum DW. 7-20.

McDonald, L.L., Guy, R.H. & Speirs, R.D. (1970). Preliminary evaluation of new candidate materials as toxicants, repellents, and attractants against stored-product insects. USDA Marketing Research Report. 882.

Mehani, M. & Segni, L. (2013). Antimicrobial effect of essential oil of plant *Schinus molle* on some bacteria pathogens. International Journal of Bioengineering ang Life Sciences. 7:12-13.

Mew, T.W. & Misra, J.K. (1994). A manual of rice seed health testing. International Rice Research Institute, Manila.

Mghezzi-Habellah, R., Karoune, S., Kechebar, M.S.A. & Bounab, H. (2016). Etude des composés phénoliques et des activités antioxydantes de l'*Acacia ehrenbergiana* de la région de Tindouf. Journal Algérien des Régions Arides. 13 : 27-34.

Mohammedi, Z. & Atik, F. (2011). Impact du type d'extraction par solvant sur la teneur totale en polyphénols et l'activité biologique de *Tamarix aphylla* (L.) Karst. International Journal of Pharmaceutical and Biological Sciences. 2 (1): 609-15.

Murray, A., Gurovic, M., Rodriguez, S., Murray M. & Ferrero, A. (2009). Acetylcholinesterase inhibition and antioxidant activity of essential oils from *Schinus areira* L. and *Schinus longifolia* (Lindl.) Speg. Natural Product Communications. 4: 873-876.

N

Navarro, S. & Noyes, R. (2001). The mechanics and physics of modern grain aeration management. CRC Press, Boca Raton, FL, USA, 647 p.

NCCLS "National Committee for Clinical Laboratory Standards". (2001). Performance standards for antimicrobial susceptibility testing: eleventh informational supplement, M100-S11, Wayne, PA, USA.

Nerio, L.S., Olivero-Verbel, J. & Stashenko, E.E. (2009). Repellent activity of essential oils from seven aromatic plants grown in Colombia against *Sitophilus zeamais* Motschulsky (Coleoptera). Journal of Stored Products Research. 45(3): 212-214.

Nilofar, G., Zengin, A.I., Uba, N., Abul, İ., Gülçin, İ., Koyuncu, Ö., Yüksekdağ, S.K.K., Ponnaiya, S., Tessappan, F., Nazzaro, F. et al. (2024). A multifunctional natural treasure based on a one stone, many birds strategy for designing health-promoting applications: *Tordylium apulum*. Food Biosciences. 62: 105088.

O

Olafsson, K., Jaroszewski, J.W., Smitt, U.W. & Nyman, U. (1997). Isolation of angiotensin converting enzyme (ACE) inhibiting triterpenes from *Schinus molle*. Planta Med. 63 : 352-355.

Ouibrahim, A. (2014). Evaluation de l'effet antimicrobien et antioxydant de trois plantes aromatiques (*Laurus nobilis* L., *Ocimum basilicum* L. et *Rosmarinus officinalis* L.) de l'Est Algérien. Thèse de Doctorat. Université d'Annaba. 95 p.

Oussalah, M., Caillet, S., Salmieri, S., Saucier, L. & Lacroix, M. (2004). Antimicrobial and

antioxidant effects of milk protein-based film containing essential oils for the preservation of beef round. Journal of Agriculture and Food Chemistry. 52: 5598-5605.

P

Pavela, R. & Benelli, G. (2016). Essential oils as ecofriendly biopesticides Challenges and constraints. Trends in Plant Science. 21 : 1000e1007.

Pires, E. M. & Nogueira, R. M. (2018). Damage caused by *Rhyzopertha dominica* (Fabricius, 1792) (Coleoptera: Bostrichidae) in stored Brazil nuts. Scientific Electronic Archives. 11 (1): 57-61.

Ponce, A.G., Fritz, R., Del Valle, C. & Roura, S.I. (2003). Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard. Society of Food Science and Technology. 36(7): 679-684.

Prieto, P., Pineda, M. & Aguilar, M. (1999). Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a phosphomolybdenum complex: Specific Application to the Determination of Vitamin E. Analytical Biochemistry. 269: 337- 341.

Q

Quezel, P. & Santa, S. (1962-1963). Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Editions du CNRS, Paris, 2 volumes, 1170 pp.

R

Rasooli, I. & Mirmostafa, A. (2003). Antibacterial properties of *Thymus pubescens* and *Thymus serphyllum* essential oils. Fitotera. 73: 244-250.

Razzak, A., Khiari, R., Moussaoui, Y. & Belgacem, N. (2023). *Schinus molle*: Currently status and opportunity. In: Khiari, R., Jawaid, M., Belgacem, M.N. (eds) Annual Plant: Sources of Fibres, Nanocellulose and Cellulosic Derivatives. Composites Science and Technology. Springer, Singapore.

Rehimi, N. & Soltani, N. (1999). Laboratory evaluation of Alsystin, a chitin synthesis inhibitor, against *Culex pipiens pipiens* L. (Dip., Culicidae): effects on development and cuticle secretion. Journal of Applied Entomology. 123(7): 437-441.

Rey-Valeirón, C., Pérez, K., Guzmán, L., López-Vargas, J. & Valarezo, E. (2018). Acaricidal effect of *Schinus molle* (Anacardiaceae) essential oil on unengorged larvae and engorged adult females of *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae). Experimental and Applied Acarology. 76: 399-411.

Rhouma, A., Ben Daoud, H., Ghanmi, S., Ben Salah, H., Romdhane, M. & Demak, M. (2009). Antimicrobial activities of leaf extracts of Pistacia and Schinus species against some

plant pathogenic fungi and bacteria. Plant Pathology Journal. 91(2): 339-345.

Roch, M., Rodill, M., Díez, D., Elder, H., Guala, M.S., Silva, L.A. & Pombo, E.B. (2012). Synergistic antibacterial activity of the essential oil of aguaribay (*Schinus molle* L.). Molecular. 17(10): 12023-12036.

Rossini, C., Menendez, P., Dellacassa, E. & Patrick, M. (1996). Essential oils from leaves of *Schinus molle* and *S. lentiscifolius* of Uruguayan origin. Journal of Essential Oil Research. 8(1):71-73.

Rouibi, A., Saidi, F. & Boutoumi, H., 2010. Identification par CG/MS et Détermination des Effet Antimicrobiens des Huiles Essentielles du Faux Poivrier (*Schinus molle* L). Acta Horticulturae. 853 : 219-228. https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2010.853.26

Ruberto, G. & Baratta, M.T. (2000). Antioxidant activity of selected essential oil components in two lipid model systems. Food Chemistry. 69:167-174.

S

Sacchetti, G., Maietti, S., Muzzoli, M., Scaglianti, M., Manfredini, S., Radice, M. & Bruni, R. (2005). Comparative evaluation of 11 essential oils of different origin as functional antioxidants, antiradicals and antimicrobials in foods. Food Chemistry. 91: 621-632.

Salazar-Aranda, R., Pérez-López, L.A., López-Arroyo, J., Alanís-Garza, B.A. & Torres, N.W.D. (2011). Antimicrobial and antioxidant activities of plants from Northeast of Mexico. Evid. Based Complement. Alternative Medicine. 536139.

Salem, Z.M., Zayed, Z.M., Ali, M.H. & Abd El-Kareem, S.M. (2016). Chemical composition, antioxidant and antibacterial activities of extracts from *Schinus molle* wood branch growing in Egypt. Journal of Wood Science. 62 :548-561.

Saulle, C.C., Raman, V., Oliveira, A.V.G., Maia, B.H.L.N.S., Meneghetti, E.K., Flores, T.B. & Budel, J.M. (2019). Anatomy and volatile oil chemistry of *Eucalyptus saligna* cultivated in South Brazil. Revista Brasileira Farmacognosia. 28: 125-134.

Sayada, N., Tine, S. & Soltani N. (2022). Evaluation of a botanical insecticide, lavender (*Lavandula angustifolia* (M.)) essential oil as toxicant, repellent and antifeedant against lesser grain borer *(Rhyzopertha dominica* (F.)). Applied Ecology and Environmental Research. 20(2):1301-1324.

Seck, D. (1989). Importance économique et développement d'une approche de lutte intégrée contre les insectes ravageurs des stocks de maïs, de mil et de niébé en zone sahélienne. Revue Sénégalaise des Recherches Agricoles et Halieutiques. 2 : 3-4.

Simionatto, E., Chagas, M.O., Peres, M.T., Hess, S.C., Silva, C.B.D., Ré-Poppi, N. &

Carvalho, J.E.D. (2011). Chemical composition and biological activities of leaves essential oil from *Schinus molle* (Anacardiaceae). Journal of Essential Oil-Bearing Plants. 14(5): 590-599.

T

Tchoumbougnang, F., Dongmo, P.M.J., Sameza, M.L., Mbanjo, E.G.N., Fotso, G.B.T., Zello, P.H.A. & Menut, C. (2009). Activité larvicide sur *Anopheles gambiae* Giles et composition chimique des huiles essentielles extraites de quatre plantes cultivées au Cameroun. Biotechnology, Agronomy, Society and Environment. 13 (1): 77-84.

Tepe, B., Sokmen, M., Akpulat, H.A. & Sokmen, A. (2006). Screening of the antioxidant potentials of six Salvia species from Turkey. Food Chemistry. 95:200-204.

Tine, S., Tine-Djebbar, F., Debab, A., Mesloub, A. & Soltani, N. (2023). Insecticidal efficacy and physiological effects of *Eucalyptus globulus* essential oil and its constituent, 1,8-Cineole against *Tribolium confusum* (Jacquelin du Val, 1868) (Coleoptera, Tenebrionidae). Journal of Plant Diseases and Protection. 130: 769-780.

Tine-Djebbar, F., Trad, M., Tine, AO., Tine, S. & Soltani, N. (2023). Effects of menthol on nutritional physiology and enzyme activities of the lesser grain borer, *Rhyzopertha dominica* (F. 1792) (Coleoptera: Bostrichidae). Journal of Plant Diseases and Protection. 130: 509-518.

Tine-Djebbar, F., Bouabida, H. & Soltani, N. (2016). Répartition spatio-temporelle des Culicidés dans la région de Tébessa. Editions Universitaires Européennes. ISBN: 978-3-639-50856-7.

Torres, R., Faini, F., Modak, B., Urbina, F., Labbé, C. & Guerrero, J. (2006). Antioxidant activity of coumarins and flavonols from the resinous exudate of *Haplopappus multifolius*. Phytochemistry. 67(10): 984-987.

Torres, FC., Lucas, A.M., Ribeiro, V.L.S., Martins, J.R., Poser, G.V., Guala, M.S. & Cassel, E. (2012). Influence of essential oil fractionation by vacuum distillation on acaricidal activity against the cattle tick. Brazilian Archives of Biology and Technology. 55: 613-621.

Tseghai, G.B., Belay, T.G. & Gebremariam, A.H. (2019). Mosquito repellent finishing of cotton using pepper tree (*Schinus molle*) seed oil extract. Journal of Textile Science & Engineering. 9(2).

U

Uliana, M.P., Fronza, M., da Silva, A.G., Vargas, T.S., de Andrade, T.U. Scherer, R. (2016). Composition et activité biologique des feuilles de poivre rose du Brésil (*Schinus terebinthifolius* Raddi). Cultures et Produits Industriels. 83 : 235-240.

V

Vicenço, C.B., Silvestre, W.P., Silva, V.T.D., Menegol, I.V., Hahn, R.C., Lima, T.S. & Pauletti, G.F. (2020). Bioactivity of *Schinus molle* L. and *Schinus terebinthifolia* Raddi. Essential oils on *Anticarsia gemmatalis* (Hübner 1818). Brazilian Archives of Biology and Technology. 63: e20200111.

Villeneuve, F. & Désire, C. (1965). Zoologie. Ed. BORDAS, France ; 324p.

W

Walter, E., Jaeger, P. & Ortscheit, A. (2016). Jardin botanique de Saverne. P 18-20.

Z

Zahed, N., Hosni, K., Ben Brahim, N. & Sebeie, H. (2011). Essential oil composition of *Schinus molle* L. Fruits: an ornamental species used as condiment. Journal of Food Chemistry. https://doi.org/10.1111/j.1745-4514.2010.00391.x

Zahran, H.E.D.M., Abou-Taleb, H.K. & Abdelgaleil, S.A. (2017). Adulticidal, larvicidal and biochemical properties of essential oils against *Culex pipiens* L. Journal of Asia-Pacific Entomology. 20(1): 133-139.

Zerrouk, I.Z., Rahmoune, B., Khelifi, L., Mounir, K., Baluska, F. & Ludwig-Müller, J. (2019). Algerian Sahara PGPR confers maize root tolerance to salt and aluminum toxicity via ACC deaminase and IAA. Acta Physiologiae Plantarum. 41: 1-10.

ANNEXE

VII. ANNEXE

Articles publiés

Torchane, N., Fares, R., Soltani, M., Abes, I.F.Z. & Tine-Djebbar, F. (2025). Biological activity of essential oil from leaves of false pepper (*Schinus molle* L.). Journal of Entomological Research. Accepté

Torchane, N., Soltani, M., Abes, I.F.Z. & Tine-Djebbar, F. (2025). Chemical composition, insecticidal and insect repellent activity of *Schinus molle* L. leaf essential oil against *Tribolium confusum, Rhyzopertha dominica* and *Sitophilus granarius.* Biosystems Diversity. Accepté

Abes, I.F.Z., Soltani, M., Torchane, N., Tine, S., Tine-Djebbar, F. & Soltani, N. (2024). Insecticidal, physiological, and biochemical effects of *Schinus mole* essential oil on the adults of *Rhyzopertha dominica* (F.) (Coleoptera: Bostrichidae). Journal of Essential Oil-Bearing Plants. https://doi.org/10.1080/0972060X.2024.2383203

Communications scientifiques

1. TORCHANE N, TINE-DJEBBAR F & SOLTANI N. (2019). Chemical composition and insecticide activity of *Schinus molle* oil against *Culiseta longiareolata* (Diptera, Culicidae). The 30th international congress of the Tunisian Society of Biological Sciences (ATSB) held in Sousse, Tunisia.

2. TORCHANE N, TINE-DJEBBAR F & SOLTANI N. (2019). Composition phytochimique et activité insecticide de l'huile essentielle de *Schinus molle* contre *Culiseta longiareolata* (diptera, culicidae). 1er séminaire national scientifique sur l'état de la biodiversité dans les parcours steppiques : inventaire et valorisation. Tébessa, Algérie.

3. TORCHANE N, TINE-DJEBBAR F & SOLTANI N. (2021). Phytochemical composition and insecticidal activity of *Schinus molle* against mosquitoes. National Doctoral Day and Research Posters FSNV. Souk Ahras, Algeria.

4. TORCHANE N, TINE-DJEBBAR F & SOLTANI N. (2021). Phytochemical composition and insecticide activity of *Schinus molle* collected in semi-arid region against mosquitoes. 1st International Seminar on Pollution, Health, Environment and Bio-Monitoring. Skikda, Algeria.

5. TORCHANE N, TINE-DJEBBAR F & SOLTANI N. (2022). Composition phytochimique et activité antioxydante de l'huile essentielle de *Schinus molle*. Séminaire national : Environnement et Développement Durable des Écosystèmes (Gestion et Valorisation) des Zones Semi Arides. Tébessa, Algérie.

6. TORCHANE N, TINE-DJEBBAR F & SOLTANI N. (2022). Composition phytochimique et activité antibactérienne de l'huile essentielle de *Schinus molle*. 1er Webinaire International sur la Biodiversité et la Valorisation Végétales et Microbiennes. Oran, Algérie.

7. TORCHANE N, TINE-DJEBBAR F & SOLTANI N. (2023). Phytochemical Characterization and Antioxydant Activity of *Schinus molle* Essential Oil. 1st International Conference on Natural Bio-Resources Valorization, Applications and Legislations. Tébessa, Algérie.

Formations

1. how to succeed its redaction and publication?

2. Biostatistique sous le logiciel Graphpad prism 7

3. Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS), société par le Centre de Recherche Scientifique et Technique en Analyse Physico-chimique Expertise du CRAPC (MESRS) avec le Laboratoire de Catalyse et de Synthèse en Chimie Organique (LCSCO) à l'Université Aboubekr Belkaid de Tlemcen, le 8 juillet 2019.