

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

المدرسة الوطنية العليا للعلوم الفلاحية

École Nationale Supérieure Agronomique

Département de Zoologie Agricole et Forestière



Thèse de Doctorat LMD

Spécialité : Bioagresseurs : protection des végétaux

**Evaluation du potentiel insecticide des huiles essentielles du Myrte
(*Myrtus communis*) et du Fenouil commun (*Foeniculum vulgare*)
sur le puceron du maïs *Rhopalosiphum maidis* en Algérie**

Soutenue le 07.11.2024

Présentée par : M^r BENDDINE Hichem

Devant le jury composé de :

Présidente	MOUHOUCHE Fazia	Professeure	E.N.S.A
Directeur de thèse	DAOUDI-HACINI Samia	Professeure	E.N.S.A
Co-Directeur de thèse	BABAALI Djaafar	M.C.A	E.N.S.A
Examineurs :	BENOUFELLA-KITOUS Karima	Professeure	U.M.M.T.O
	BERRAI Hassiba	Professeure	E.N.S.A
	NAIT BACHIR Yacine	M.C.A	U.S.D.B

TABLE DES MATIERES

Pages

INTRODUCTION	1
--------------------	---

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : Le MAÏS	4
I. La culture du maïs	4
I.1. Historique.....	4
I.2. Diffusion et développement du maïs.	4
I.3. Taxonomie et classement.....	7
I.4. La production du maïs.....	7
I.4.1. Dans le monde	7
I.4.2. En Algérie avant et après l'indépendance.....	9
I.4.2.1. Avant l'indépendance.....	9
I.4.2.2. Après l'indépendance	9
I.5. Description botanique.....	10
I.5.1. Biologie du maïs	11
I.5.2. Physiologie du maïs	12
I.5.2.1. Les organes végétatifs	13
I.5.2.2. Les organes reproducteurs	14
I.6. Le cycle de développement du maïs	14
I.6.1. La phase végétative	15
I.6.2. La phase de reproduction.....	16
I.6.3. La phase de développement du grain et de maturation.....	16
I.7. Les exigences écologiques.....	17
I.8. Les contraintes liées à la culture du maïs.....	18
I.9. Les utilisations du maïs.....	18
CHAPITRE II : RHOPALOSIPHUM MAIDIS	20
II.1. Généralités.....	20
II.2. La systématique.	22
II.3. La morphologie.....	23
II.4. Le mode d'alimentation.....	26
II.5. Le cycle de vie.....	27
II.6. Les dégâts.....	29
II.7. Les stratégies de lutte.....	30

CHAPITRE III : LES HUILES ESSENTIELLES ET LES PLANTES.....	33
III.1. Les huiles essentielles.....	33
III.1.1. Historique	33
III.1.2. Définition et localisation des huiles essentielles	35
III.1.3. Les propriétés physiques des huiles essentielles	35
III.1.4. L'origine des terpènes.....	36
III.1.5. La variabilité de la composition chimique.....	38
III.1.6. La toxicité des huiles essentielles.....	38
III.1.7. Les activités biologiques des huiles essentielles	38
III.1.8. Les techniques d'extraction des huiles essentielles	39
III.1.8.1. L'entraînement à la vapeur d'eau	39
III.1.8.2. La percolation ou hydrodiffusion.....	40
III.1.8.3. L'hydrodistillation.....	40
III.1.8.4. La distillation sèche	41
III.1.8.5. L'expression mécanique à froid	41
III.1.8.6. L'enfleurage.....	42
III.1.8.7. L'extraction au CO ₂ supercritique	42
III.1.8.8. L'extraction par solvants	43
III.1.8.9. L'extraction assistée par micro-ondes.....	44
III.1.9. Les techniques d'analyses par chromatographie	45
III.2. Les plantes.....	47
III.2.1. <i>Foeniculum vulgare</i>	47
III.2.1.1. Origine et répartition géographique.....	50
III.2.1.2. La description botanique.....	52
III.2.1.3. La systématique.....	49
III.2.1.4. La composition chimique	49
III.2.1.5. Les utilisations et les activités biologiques.....	50
III.2.2. <i>Myrtus communis</i> L.....	50
III.2.2.1. Origine et la répartition géographique.....	50
III.2.2.2. La description botanique de <i>Myrtus communis</i> L.	52
III.2.2.3. Les exigences de <i>Myrtus communis</i> L.....	53
III.2.2.4. La systématique	53
III.2.2.5. La composition chimique.....	54
III.2.2.6. Les activités biologiques.....	54

CHAPITRE IV : MATERIEL ET METHODES.....	56
IV. Les régions d'études	57
IV .1. Présentation des régions d'études.....	57
IV.1.1. Localisation géographique des régions d'Oran et d'El Méniaa.....	57
IV.1.1.1. La région d'Oran.....	57
IV.1.1.2. La région d'El Méniaa.....	58
IV.1.2. Caractéristiques climatiques	59
IV.1.2.1. Caractéristiques climatiques de la région d'Oran.....	60
IV.1.2.2. Caractéristiques climatiques de la région d'El Méniaa	61
IV.1.3. Le diagramme Ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN	63
IV.1.4. Le climagramme pluviométrique d'EMBERGER des régions d'études.....	64
IV.2. Méthodologie.....	66
IV.2.1 Matériel végétal.....	66
IV.2.2. Les extractions des huiles essentielles	66
IV.2.3. Matériel animal des deux stations d'études des deux régions.....	67
IV.2.4. Méthode de prélèvement des femelles vivipares aptères de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	69
IV.2.5. Tests biologiques par contact au laboratoire.....	69
IV.2.6. Tests de toxicité en conditions naturelles dans les deux stations d'études d'Oran et d'El Méniaa.....	71
IV.2.6.1. Etude et préparation de la parcelle expérimentale d'Oran.....	71
IV.2.6.2. Etude et préparation de la parcelle expérimentale à El Meniaa.....	74
IV.2.7. Tests des activités insecticides en conditions naturelles.....	76
IV.2.8. Identification par GC/MS.....	77
IV.3. Exploitation des données.....	78
IV.3.1. Méthodes d'estimation des paramètres	78
IV.3.1.1. Calcul de rendement.....	78
IV.3.1.2. Calcul de la mortalité corrigée.....	78
IV.3.1.3. Calcul du pourcentage de réduction.....	79
IV.4. Analyses statistiques des données.....	79
CHAPITRE V : RESULTATS ET DISCUSSIONS.....	79
V.1. Rendement d'extraction en huiles essentielles des feuilles des plantes de <i>Foeniculum vulgare</i> et de <i>Myrtus communis</i>	79
V.2. Composés chimiques des huiles essentielles des feuilles des plantes de <i>Myrtus communis</i> et <i>Foeniculum vulgare</i>	80
V.3. Activités insecticides des huiles essentielles des feuilles des plantes de <i>Myrtus communis</i> et de <i>Foeniculum vulgare</i>	83
V.3.1 Au laboratoire.....	83

V.3.1.1.	Evaluation de l'effet insecticide de l'huile essentielle des feuilles de <i>Foeniculum vulgare</i>	83
V.3.1.2.	Evaluation de l'effet insecticide de l'huile essentielle des feuilles de <i>Myrtus communis</i>	84
V.3.1.3.	Effets comparés des huiles essentielles sur la mortalité corrigée in vivo des femelles vivipares aptères de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	85
V.3.2.	En conditions naturelles.....	86
V.3.2.1.	Activité biologique de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> et de <i>Foeniculum vulgare</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> à Oran.....	86
V.3.2.2.	Effets comparés des concentrations de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> à Oran.....	90
V.3.2.3.	Effets comparés des concentrations de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> à Oran.....	91
V.3.2.4.	Effets comparatifs des huiles essentielles de <i>Foeniculum vulgare</i> et de <i>Myrtus communis</i> sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> à Oran.....	93
V.3.2.5.	Activité biologique de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> et de <i>Foeniculum vulgare</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> à El Meniaa	94
V.3.2.6.	Effets comparés des concentrations de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> dans la région d'EL Meniaa.....	97
V.3.2.7.	Effets comparés des concentrations de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> dans la région El Meniaa	98
V.3.2.8.	Effets comparés de l'efficacité de l'huile essentielle de de <i>Foeniculum vulgare</i> dans les deux régions d'études, Oran et El Meniaa sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	100
V.3.2.9.	Effet comparé de l'efficacité de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> dans les deux régions d'études, Oran et El Meniaa sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	101
V.4.	Discussion.....	102
V.4.1.	Rendement.....	102
V.4.2.	Analyse de la composition chimique des huiles essentielles	103
V.4.3.	Activités biologiques des huiles essentielles.....	105
CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....		111
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES		114

LISTE DES FIGURES

Figure 1: Production moyenne mondiale en maïs dans le monde.....	08
Figure 2: Les différents organes du maïs.....	12
Figure 3: Composition d'une graine de maïs.....	12
Figure 4: Les organes végétatifs	13
Figure 5: Les organes reproducteurs du maïs.....	14
Figure 6: Le cycle de vie du maïs.....	15
Figure 7: Les Exigences hydriques du maïs	17
Figure 8: <i>Rhopalosiphum maidis</i>	21
Figure 9: Phylogénie des Aphidoidea.....	23
Figure 10: Antenne et cornicule de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	24
Figure 11: Les ailes de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	24
Figure 12: L'abdomen de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	25
Figure 13: Le Cycle de vie des pucerons des céréales	28
Figure 14: Les Dégâts de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur feuille de maïs.....	30
Figure 15: Origine des terpènes par la voie de l'acide mévalonique.....	37
Figure 16: L'entraînement à la vapeur d'eau	40
Figure 17: Procédé d'extraction par hydrodistillation.....	41
Figure 18: Procédé d'expression mécanique à froid	42
Figure 19: Procédé d'extraction par fluide supercritique.....	43
Figure 20: Technique d'extraction par solvants.....	44
Figure 21: Extraction assistée par les micro-ondes	45

Figure 22 : La chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse.....	46
Figure 23 : Distribution de <i>Foeniculum vulgare</i> dans le monde	48
Figure 24 : Aire de distribution du genre <i>Myrtus</i>	51
Figure 25 : Les différents organes de <i>Myrtus communis</i> L.....	52
Figure 26 : Diagramme floral.....	52
Figure 27 : Schéma directeur de l'étude	56
Figure 28 : Situation géographique de la région d'Oran.....	58
Figure 29 : Situation géographique de la région d'EL-Ménia.....	59
Figure 30 : Diagramme ombrothermique de l'année 2020 de la région d'Oran.....	63
Figure 31 : Diagramme ombrothermique de l'année 2020 de la région d'El-Menia.....	64
Figure 32 : Climagramme d'Emberger.....	65
Figure 33 : Collecte de <i>Foeniculum vulgare</i>	66
Figure 34 : Extraction des huiles essentielles.....	67
Figure 35 : Variété hybride Colonia.....	68
Figure 36 : Prélèvement des populations de puceron <i>Rhopalosiphum maidis</i>	68
Figure 37 : Populations hétérogènes de puceron sur les feuilles du maïs.....	69
Figure 38 : Boite de Petri contenant les individus de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur feuille de maïs...70	
Figure 39 : Dispositif expérimental au laboratoire pour l'évaluation de l'activité insecticide	71
Figure 40 : Prélèvement d'un échantillon du sol.....	71
Figure 41 : Semis et apports en engrais	73
Figure 42 : Mise en place du système d'irrigation goutte à goutte.....	74

Figure 43 : La culture du maïs en pleine croissance végétative.....	74
Figure 44 : Irrigation par pivot à El Meniaa.....	75
Figure 45 : La culture du maïs en pleine croissance végétative.....	75
Figure 46 : Dispositif expérimental de l'activité insecticide en plein champs	76
Figure 47 : Echantillons des huiles essentielles des feuilles de <i>Foeniculum vulgare</i> et de <i>Myrtus communis</i>	77
Figure 48 : Appareil GC-MS.....	77
Figure 49 : Moyennes des taux de mortalités corrigées des femelles vivipares aptères <i>Rhopalosiphum maidis</i> traitées avec l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> après 7 jours d'exposition.....	84
Figure 50 : Moyennes des taux de mortalités corrigées des femelles vivipares aptères <i>Rhopalosiphum maidis</i> traitées avec l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> après 7 jours d'exposition.....	85
Figure 51 : Effets comparatifs des huiles essentielles de <i>Foeniculum vulgare</i> et de <i>Myrtus communis</i> sur les taux de mortalités des femelles vivipares aptères de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	86
Figure 52 : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade végétatif à Oran.....	88
Figure 53 : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade de l'inflorescence à Oran.....	88
Figure 54 : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade formation des épis à Oran.....	88
Figure 55 : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade végétatif à Oran	89
Figure 56 : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade de l'inflorescence à Oran.....	89

Figure 57 : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade formation des épis à Oran.....	89
Figure 58 : Effets des concentrations de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> sur les taux de mortalité des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> à Oran.....	91
Figure 59 : Effet des concentrations de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> à Oran.....	92
Figure 60 : Effets comparatifs des huiles essentielles de <i>Foeniculum vulgare</i> et de <i>Myrtus communis</i> sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> à Oran.....	93
Figure 61 : : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade végétatif à El Méniaa.....	95
Figure 62 : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade de l'inflorescence à El Méniaa	95
Figure 63 : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade formation des épis à El Méniaa	95
Figure 64 : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade végétatif à El Méniaa	96
Figure 65 : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade de l'inflorescence à El Méniaa.....	96
Figure 66 : Effets temporels de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> sur les populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> sur culture de maïs au stade formation des épis à El Méniaa	96
Figure 67 : Effets des concentrations de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> sur les taux de mortalités des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i> à El Meniaa.....	98

Figure 68 : Effets des concentrations de l'huile essentielle de *Myrtus communis* sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* à El Meniaa.....99

Figure 69 : Effets comparé de l'efficacité de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* dans les deux regions d'études d'Oran et d'El Meniaa sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*100

Figure 70 : Effets comparés de l'efficacité de l'huile essentielle de *Myrtus communis* dans les deux régions d'études d'Oran et d'El Meniaa sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*.....101

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 01 : Moyennes mensuelles des températures et des précipitations de la région d’Oran pour la période 2010 à 2020.	60
Tableau 02 : Moyennes mensuelles des températures et des précipitations de la région d’Oran pour l’année 2020.....	61
Tableau 03 : Moyennes mensuelles des températures et des précipitations de la région d’El Meniaa pour la période 2010 à 2020.	62
Tableau 04 : Moyennes mensuelles des températures et des précipitations de la région d’El Meniaa pour l’année 2020	62
Tableau 05 : Analyses physico-chimiques du sol de la parcelle expérimentale d’Oran.....	72
Tableau 06 : Analyses physico-chimiques de l’eau du puits de la parcelle, d’Oran	72
Tableau 07 : Analyses physico-chimiques du sol de la parcelle expérimentale d’El Meniaa.....	74
Tableau 08 : Rendement en pourcentage des huiles essentielles des feuilles des plantes de <i>Foeniculum vulgare</i> et de <i>Myrtus communis</i>	80
Tableau 09 : Composés chimiques des huiles essentielles des feuilles des plantes de <i>Myrtus communis</i> et <i>Foeniculum vulgare</i>	81
Tableau 10 : Analyse de la variance de l’huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	83
Tableau 11 : Analyse de la variance de l’huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	84
Tableau 12 : Analyse comparative des huiles essentielles des deux plantes sur le taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	85
Tableau 13 : Analyse de la variance de l’huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> sur le taux de mortalité des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	90

Tableau 14: Analyse de la variance de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	91
Tableau 15: Analyse de la variance des deux huiles essentielles en fonction des stades de développement.....	93
Tableau 16: Analyse de la variance de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	97
Tableau 17: Analyse de la variance de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de <i>Rhopalosiphum maidis</i>	98
Tableau 18: Analyse de la variance de l'huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i> dans les régions d'études à Oran et El Meniaa.....	100
Tableau 19 : Analyse de la variance de l'huile essentielle de <i>Myrtus communis</i> dans les régions d'Oran et El Meniaa	101

LISTE DES ABREVIATIONS

HEM	Huile essentielle de <i>Myrtus communis</i>
HEF	Huile essentielle de <i>Foeniculum vulgare</i>
Rt	Temps de rétention
RI K (exp)	Indice de Rétention de Kováts
ONAB	Office National des Aliments du Bétail
ODAS	Office de Développement de l'Agriculture Industrielle en Terres Sahariennes
ITGC	Institut Technique des Grandes Cultures
CCLS	Coopérative des Céréales & des Légumes Secs
MADR	Ministère de l'Agriculture, du Développement Rural
USDA	Département américain de l'agriculture
FAO	Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'Agriculture
CIMMYT	Centre international d'amélioration du maïs et du blé
ICARDA	Centre international de recherche agricole dans les zones arides
ONS	Office National des Statistiques
OSS/SASS	L'Observatoire du Sahara et du Sahel/ Système Aquifère du Sahara Septentrional
INRAA	Institut National de la Recherche Agronomique d'Algérie
DSA	Direction des Services Agricoles
ONM	Office National de la Météorologie
ISAA	International Service for the Acquisition of Agri-biotech Application
PDGDRS	Plan Directeur Général de Développement des Régions Sahariennes
CRASTE/ONU	Centre de Recherche sur l'Atmosphère et les Sciences de l'Environnement
ANIREF	Agence Nationale des Inventaires et des Recherches en Ecologie et Foresterie

INTRODUCTION

Les récentes lois et les textes subséquents, ouvrant la voie, d'une part, à la concession des terres agricoles du domaine privé de l'Etat, et à une plus grande autonomie aux exploitants agricoles dans la gestion, et d'autre part, au partenariat public-privé, permettent aujourd'hui de relancer les cultures à caractère stratégique destinées à la transformation (céréales, maïs, plantes oléagineuses et sucrières ainsi que des cultures fourragères) dans les Wilayas du Sud et les Hauts Plateaux. L'objectif recherché étant la couverture des besoins en aliments sus mentionnés ainsi que la réduction de la facture alimentaire en hausse depuis 1983 (1 milliard de dollars en 1983) ; cette dernière est de 6 milliards de dollars en 2017 dont 2,75 pour les céréales (y compris 4,4 pour le maïs) correspondant à 13 millions de tonnes (Bessaoud et *al.*, 2019). L'Algérie a besoin de cultiver du maïs sur une superficie d'au moins 300.000 hectares pour les besoins du marché en aliments de bétail et de volailles (ONAB, 2012).

L'office public de développement de l'agriculture industrielle en terres sahariennes «O.D.A.S», à caractère industriel et commercial, est créé pour ces objectifs essentiels, et assure également la promotion et la gestion rationnelle du portefeuille foncier qui lui est confié par l'Etat ; il s'élève actuellement à 177 574 hectares de terres agricoles destinés aux agriculteurs et aux investisseurs dont 163 999 répartis sur trente (30) périmètres, à travers les 09 wilayas du sud (Adrar, Ouargla, Timimoun, Touggourt, El-Menia, Djanet, Illizi, Laghouat et Ghardaia), et 13 574 hectares dans les Hauts Plateaux. Ces cultures à caractère stratégique, destinées à la transformation pour répondre aux besoins nationaux et pour réduire le volume des importations, bénéficient du soutien de l'Etat, sous diverses modalités (crédits, forages et équipements hydroagricoles, semences, engrais, semoirs, encadrement technique et sanitaire, prix attractifs). (MADR, 2023).

Le maïs, *Zea mays* est encouragé depuis 2011, grâce aux soutiens d'organismes publics délégués par l'Etat tels que l'ITGC, l'ONAB et la CCLS dans le cadre de conventions avec des exploitants agricoles. En 10 ans, la superficie de la culture du maïs s'est élevée à près de 18 000 hectares. Mais durant cette décennie, cette culture rencontre surtout des contraintes biotiques dues essentiellement aux adventices (*Striga hermontica*, *Borreria stachydea*), aux insectes nuisibles tels que des ravageurs foreurs de tiges (*Sesamia calamistis* et *Sésamia nonagrioides*, à la pyrale du maïs (*Ostrinia nubilalis*), à la chenille légionnaire d'automne (*Spodoptera frugiperda*), au criquet migrateur (*Locusta migratoria*) et au puceron polyphage

Rhopalosiphum maidis (Alam et al., 2014) dont les larves et les adultes attaquent plus de 182 espèces végétales (Rawleigh et Boyd, 2008 ; Alam et al., 2019).

Ces ravageurs occasionnent des pertes énormes de rendement et de qualité sanitaire à la culture du maïs (Fall et Lo, 2009). Les progrès réalisés en biologie moléculaire ont permis d'obtenir des variétés hybrides et améliorées de maïs ayant une meilleure résistance aux ravageurs, aux maladies et, des rendements accrus (Collins et al., 2008), mais aucune d'elle n'est encore à l'abri des ravageurs nuisibles du maïs (Alam et al., 2019).

Les pesticides de synthèse à large spectre garantissent de moins en moins une protection efficace et durable contre les ravageurs et les maladies des plantes, des arbres fruitiers et forestiers, et de l'environnement (Pretty et Bharucha, 2015). Pour ces raisons, de nombreuses recherches de solutions alternatives de lutte ont été mises en place (Traboulsi et al., 2002 ; Mohan et Ramaswamy, 2007) parmi lesquelles se distinguent actuellement les bio pesticides microbiens, animaux et végétaux en matière de protection des cultures (Aquiloni et al., 2010 ; Deravel et al., 2014).

Les biopesticides d'origine végétale ou à base d'extraits de plantes disposent d'une source immense de molécules bioactives (Ferrari et al., 2004), d'avantages écologiques et de spécificité d'action liée à la sélectivité des métabolites sur l'organisme cible (Regnault-Roger, 2008) et, possèdent un très large éventail d'activités biologiques (Rollinger et al., 2004) notamment insecticide sur *Culex pipiens molestus* Forskal (Traboulsi et al., 2005). Les extraits des huiles essentielles ont des effets sur les insectes (Bastien, 2008) notamment physiques, physiologiques (Enan, 2005) et neurotoxiques interférant avec les transmetteurs octopaminergiques (Bastien, 2008).

Dans ce cadre, nous avons choisi deux plantes, *Myrtus communis* L., appartenant à la famille des Myrtaceae, et *Foeniculum vulgare* à la famille des Apiaceae dont les composants de leurs huiles essentielles présentent différentes activités pharmacologiques et biologiques notamment insecticides.

L'objectif principal de l'originalité du présent travail est l'évaluation en plein champs des effets insecticides des huiles essentielles des feuilles de ces plantes vis-à-vis des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*, principal ravageur de la culture de maïs.

L'étude consiste aussi à contribuer au renforcement des connaissances sur la composition phytochimique des huiles essentielles des feuilles de ces plantes, liées aux facteurs climat et géographiques.

Il est à noter que les recherches antérieures se sont essentiellement concentrées sur la composition phytochimique et les effets insecticides des extraits des huiles essentielles des graines et fruits ou bulbes de *Foeniculum vulgare* dans les conditions de laboratoire. Le résultat attendu est la contribution à l'élaboration d'une méthode de lutte alternative aux pesticides de synthèse, respectueuse des écosystèmes.

CHAPITRE I : LE MAÏS

I. La culture du maïs

I.1. Historique

Des auteurs scientifiques ont prouvé, sur la base de marqueurs moléculaires, les RFLP (Restriction Fragment Length polymorphism ; (Reyes-Valdes et *al.*, 2013) et les marqueurs microsatellites ou SSR (Ramirez-Sierra et Dumonteil, 2016), que les populations de maïs, ont été domestiquées, il y a environ neuf millénaires dans le Sud du Mexique (Ranere et *al.*, 2009), à partir de la sous espèce téosinte *Zea mays* subsp. *Parviglumis* (Van Heerwaarden et *al.*, 2011). Cependant, la base sur laquelle s'appuie la « sélection naturelle pour la différenciation de téosinte *Zea mays* subsp. *Parviglumis* comme une mauvaise herbe reste encore inconnue ». Elle serait liée à l'apparition d'une niche écologique de mauvaises herbes » (Diaw, 2021). De plus, ces marqueurs microsatellites ont été utilisés pour étudier l'origine et la phylogéographie des grands groupes génétiques du maïs (Reverter et *al.*, 2014 ; Aoki et *al.*, 2016).

I.2. Diffusion et développement du maïs

La culture du maïs est diffusée, à travers l'Amérique Centrale, la Cordillère des Andes (surtout au Pérou, Ouest de l'Amérique du Sud), grâce aux mouvements démographiques, aux échanges de variétés, à l'hybridation des formes, et aux nouvelles conditions de culture et de soins à la plante de maïs dans les diverses régions de culture. Toutes ces conditions sont à l'origine de la diversité de populations de maïs cultivées ou de nouvelles variétés améliorées (formes vitreuses ou flint corn, dentées ou dent corn et tendres ou flour corn) (Vigouroux et *al.*, 2008), et de modification de la composition génétique du maïs (Tenailon et Charcosset, 2011). Ainsi, avant son expansion en Europe, le polymorphisme génétique du maïs, est à l'origine de sa diversité génétique (Hopkinson, 1998), qui est à la source de la différenciation des populations d'une même espèce, aptes à s'adapter à son environnement (Bautista-Salas, 2009).

A la fin du XV^e siècle et le début de la première moitié du XVI^e siècle, par les voies maritimes, qui lient le sud de l'Europe, à l'Afrique du Nord et l'Asie occidentale, les populations de maïs cultivées, pénètrent d'abord en Espagne, puis au Portugal, le sud de la France et l'Italie. De là, le maïs pénètre dans tous les pays du littoral méditerranéen, et ensuite, se répand à travers tous les pays du globe (Kupzow, 1967). En Algérie, l'hypothèse plausible est que « cette culture y aurait été introduite d'Espagne » (Laumont et Laby, 1950).

Il ressort donc, que l'expansion et l'assimilation de la culture du maïs se sont produites surtout, grâce aux introductions des divers matériels génétiques du continent américain, à ses capacités d'adaptations aux conditions agroécologiques et au progrès dans la conduite de la culture des populations de maïs (Salmon et Schreck, 2015 ; Belalia et *al.*, 2019). Selon, Rebourg et *al.*, (2002) ; Unterseer et *al.*, (2014), l'analyse des populations de maïs du Bassin parisien, datant d'environ 138 ans, se trouvant sur des planches de l'Herbier du Muséum d'Histoire Naturelle de Paris, par des marqueurs moléculaires, a permis de révéler que la variabilité génétique du maïs se structure en trois groupes majoritaires :

Les populations de maïs de l'est et du nord de l'Europe forment un groupe distinct tant au niveau moléculaire que morphologique. Elles se regroupent avec les maïs Northern Flint de l'est de l'Amérique du Nord. Les populations cornées du sud-ouest (Pyrénées) et du nord-ouest de l'Espagne (Galice) se positionnent en situation intermédiaire entre les maïs des Caraïbes (Amérique) et des Northern Flint (l'Est de l'Amérique du Nord), ce qui suppose l'existence d'un phénomène d'hybridation. Certaines populations de maïs du sud de l'Espagne se regroupent avec celles des Caraïbes (Amérique). Les populations de maïs du sud-ouest de l'Europe se séparent de celles du sud-est de l'Europe (Diaw et *al.*, 2021).

En Afrique, d'après Miege et Miege, (1978), le maïs est « cultivé au XVI siècle sur quelques milliers d'hectares dans les territoires du Sud (y compris partie du Tell de l'Algérie), les oasis sahariennes et au Soudan. On le cultive par irrigation, en bordure des carrés de légumes d'été. Les épis encore verts sont consommés, soit grillés, soit mélangés aux ragouts. Le plus souvent, le grain de maïs est réduit en farine pour préparer des galettes ». Selon Rahal-Bouziane et Semmiani, (2016) dans les oasis de la région d'Adrar il existe un nombre de mets très varié à base de céréales (blé tendre, orge, mil, sorgho et maïs). En conséquence, il existe bien un germoplasme local de maïs, situé dans les Oasis Sahariennes du pays.

En outre, en Algérie, selon Viney et Pardé, (1960), les variétés de *Zea mays* L. var *vulgaris* K. sont importées, et souvent mélangées et hybridées (ex : Maïs Quarantain, Maïs Languedoc, Maïs Blanc, rouge et jaune, Dent de Cheval ou *Zea mays* var *dentiformis*, Maïs à petit grain). Selon ce même auteur, les travaux de sélection effectués, à partir de populations locales, ont permis d'obtenir le Maïs jaune L.D et le Dent de cheval. En 1950, Laumont cite que variété précoce Cinquantino introduite d'Espagne est cultivée en Oranie. Après 1945, de nouvelles variétés de Maïs ont été introduites des Etats Unis (Kingerost, Early Orange, Hope, Boesman, Wolf Extra Prolific, Hybrides 23-12-800, Hayorbilie, etc...) et d'Italie (San Pancrazio 117,

Scagolia, Cinquantina, etc...) dont certaines d'entre elles ont été mises en multiplication (maïs jaune L.D 4 018, maïs jaune L.D 161, maïs jaune L.D 165, San Pancrazio 117, Scagolia, Hybride américain Panmurkey 3.242 (Miege et Miege, 1978).

L'étude de caractérisation du germoplasme autochtone de maïs (*Zea mays* L.) est effectuée pour la première fois par Aci, (2012). Elle a porté sur 24 accessions de maïs dont plus de 50% d'entre elles sont originaires de la wilaya d'Adrar. Les autres accessions proviennent des wilayas de Bechar, Tamanrasset, Ghardaïa, El oued et Saïda. Sur le plan morphologique trois descripteurs qualitatifs (couleur du grain, le type de grain et la forme de l'épi) ont été utilisés sur les 24 accessions, et sur le plan moléculaire ou génétique 18 marqueurs microsatellites ont porté sur 15 accessions. Les résultats de l'étude révèlent qu'une partie importante de la diversité totale est expliquée par la diversité intra-population (soit 60%).

La seconde étude de caractérisation du germoplasme a porté sur 60 accessions de maïs localisées dans les wilayas de Saïda, El-Oued, Béchar, Ghardaïa, Adrar et Tamanrasset (région du Touat et Tidikelt). Elle traite du polymorphisme phénotypique, avec 23 descripteurs agro morphologiques, et moléculaire, par les marqueurs microsatellites (Belalia et *al.*, 2019).

Les résultats de l'étude indiquent l'existence d'une ressemblance de certaines accessions (IGR2, AAS, TLC et FEZ) avec les génotypes originaires des Etats-Unis et d'Espagne. La diversité génétique est davantage due à près de 80% à la diversité intra-accessions. Selon tous ces auteurs, « cette diversité génétique serait le fruit d'un long processus d'adaptation et de diversification conduisant à la sélection de traits spécifiques répondant à la fois aux besoins des populations autochtones qu'aux conditions drastiques du milieu ».

Depuis 2011, date de la relance de la culture du maïs en Algérie, des essais en cultures sont effectués dans les conditions agro climatiques de la Wilaya d'Adrar pour tester des variétés importées telles que Crazi (Caussade, France, semis demi précoce, 92 jours), Renti (Caussade, France, semis demi précoce, 90 jours), Hytech 2066 (semis tardif, 132 jours, Egypte), et trois variétés de maïs EPS13, EPS14 et l'hybride EPS13×EPS14, Espagne) (Sebaa, 2021). En outre, des variétés PL 712, ZP 666, hybrides maïs blanc et jaune sont importées et cultivées dans les Wilayas de Ouargla et Ghardaïa par des exploitants agricoles dans le cadre de la mise en valeur des terres par la concession (MADR, 2020).

I.3. Taxonomie et classement

Le maïs, *Zea mays* (en anglais corn ou maize ; en arabe حبوب ذرة) est une céréale herbacée. L'espèce est monocotylédone appartenant à la famille des Poaceae, sous famille des Panicoideae, tribu des Andropogoneae, genre *Zea* (USDA, 2009).

Le genre *Zea* comprend cinq espèces avec un nombre de chromosome $2n = 20$, à l'exception de *Z. perennis* (avec $2n = 40$) (Ellneskog-Staam et al., 2007). Les cinq espèces du genre *Zea* sont:

1. *Zea diploperennis* ($2n=20$),
2. *Zea perennis* ($2n=40$),
3. *Zea luxurians* ($2n=20$),
4. *Zea nicaraguensis*, Cette espèce est très proche de *Z. luxurians* (Iltis et Benz, 2000), mais le nombre de chromosomes et la compatibilité sexuelle avec d'autres *Zea* ssp. ne sont pas encore déterminés.
5. *Zea mays* L. ($2n=20$), espèce annuelle, hautement polymorphe et diploïde. Cette espèce, *Zea mays*, est divisée en quatre sous-espèces qui sont :
 - *Z. mays* L. ssp. huehuetenangensis
 - *Z. mays* L. ssp. mexicana
 - *Z. mays* L. ssp. parviglumis
 - *Z. mays* L. ssp. mays, domestiqué dans le Sud du Mexique (Buckler et al., 2006). La sous espèce *Z. mays* ssp. mays est la seule espèce cultivée; les autres espèces et sous-espèces sont des herbes sauvages.

I.4. La production du maïs

I.4.1. Dans le monde

Dans le monde, la maïsiculture se construit sur la base d'une forte utilisation d'intrants et de génie génétique sur la base des puces miniaturisées, qui intègre tous les acquis de la sélection assistée par marqueurs, les caractéristiques pédoclimatiques locales et la combinaison de toutes les techniques culturales associées. L'objectif essentiel est la recherche de variétés précoces, résistantes au stress hydrique, productives d'amidon, d'huile et de biocarburants, économes d'eau, de meilleure qualité fourragère pour l'alimentation du bétail et résistantes aux maladies et aux ravageurs). Aujourd'hui, des milliers d'accessions de maïs (populations et lignées) sont collectées et conservées dans différents centres internationaux de ressources biologiques notamment le CIMMYT et l'ICARDA (Reeves et al., 2016).

La collection d'accessions de maïs offre ainsi une grande diversité variétale et, constitue un formidable réservoir de biodiversité. Le maïs est devenue la céréale la plus répandue et la plus productive dans le monde (Reeves et *al.*, 2016).

Les statistiques indiquent que la production moyenne mondiale (Fig. 1) en maïs grains produite s'élève à 1 122 millions de tonnes sur une superficie de près de 189 millions d'hectares, avec un rendement moyen de 5,9 tonnes/ha. La moyenne mondiale des rendements en maïs dans les pays industrialisés tempérés est de 8,2 tonnes par hectare, contre une tonne par hectare dans beaucoup de régions tropicales peu intensifiées, notamment une grande partie de l'Afrique subsaharienne (ISAAA, 2018). Les principaux bassins en maïs grain en termes de quantité et de surface sont : les Etats Unis, avec 350 millions de tonnes, en 2019, soit 32% de la production mondiale ; la Chine, plus de 23%, en 2019 ; l'Europe y compris pays de l'Est (Fédération de Russie, l'Ukraine, Kazakhstan...) représente environ 12%, soit plus de 62 millions de tonnes en 2019 ; l'Amérique du Sud produit 15% de maïs dans le monde (Brésil, Argentine, Mexique...). Les États-Unis et la Chine assurent à eux seuls quasiment la moitié (48%) de cette production (FAO, 2019).

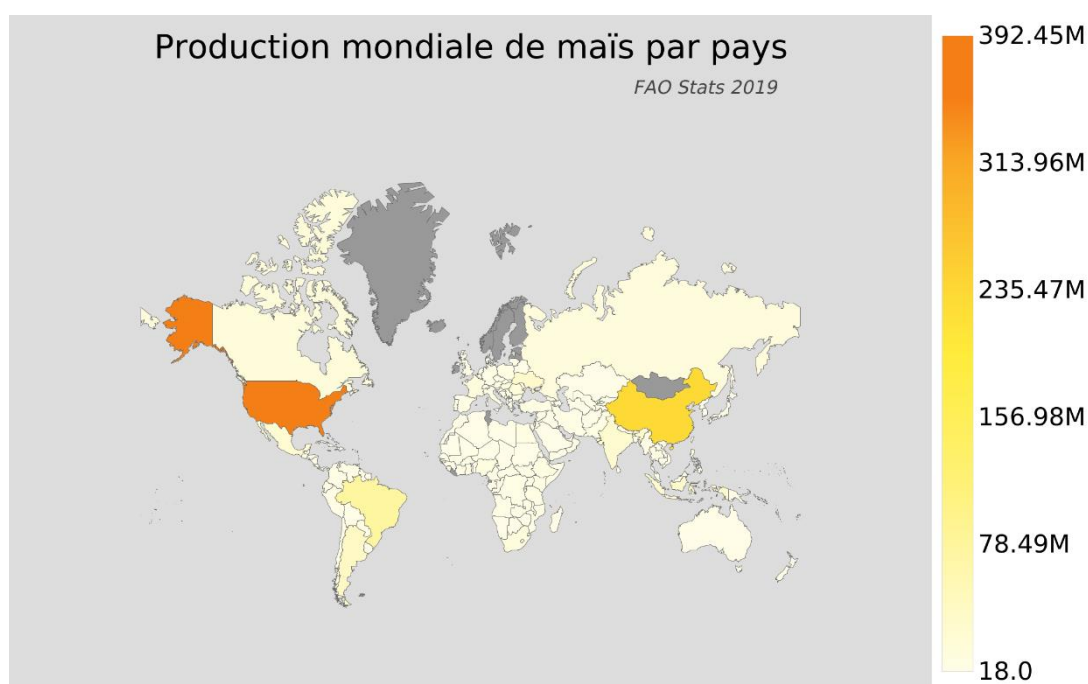


Figure 1 : Production moyenne mondiale en maïs dans le monde (FAO, 2019)

Cette production sert à 60% pour l'alimentation animale, 30% pour l'industrie (biocarburants et autres) et 10% pour l'alimentation humaine. La part des cinq premiers exportateurs de maïs (États-Unis, Brésil, Argentine, l'Ukraine et Fédération de Russie) est de plus de 82 % sur la période de référence. Les cinq principaux importateurs de maïs sont le Japon, le Mexique, l'Union Européenne, la Corée du Sud et l'Égypte. L'Afrique subsaharienne est celle qui affiche la plus forte hausse de la consommation de maïs blanc pour l'alimentation humaine, à environ 1.4 % par an. À l'échelle mondiale, les superficies cultivées en maïs devraient augmenter de 5 %, et la production mondiale s'établirait à 1.330 millions de tonnes d'ici 2031 (FAO, 2019).

I.4.2. En Algérie avant et après l'indépendance

I.4.2.1. Avant l'indépendance

En Algérie, durant la période allant de 1854 à 1961, les superficies et les productions de maïs étaient faibles et en régression constante : 5076 ha en 1854, 33 075 ha en 1878, 13 109 ha en 1886, 11 000 ha entre 1907 et 1926, 6 000 et 4 000 ha entre 1939 et 1962 ; les productions : 7 000 et 8 000 T entre 1854 et 1878, 7 600 et 24 200 T entre 1897 et 1913, 6 200 et 4 000 T entre 1939 et 1948, 5 689 T en 1961) dans les zones de culture de Blida, Oran, Tlemcen, Mascara, Constantine, Guelma, Bejaia, Batna, Annaba et les Oasis Sahariennes (Laumont et Laby, 1950 ; FAO, 2011).

Les causes étaient dues principalement à la politique coloniale, menée en Algérie, à travers les expropriations foncières, les regroupements (ou le déracinement) de la population algérienne, et le développement des cultures de rente (vigne et agrumes), orientées vers l'exportation. On comptait 2 350 000 de paysans transférés autoritairement dans 2 392 centres créés, au 31 mars 1961 (soit un rural sur trois) où ils étaient soumis à une surveillance constante (Bourdieu et Sayad, 1964). Sur le plan économique, le déracinement se traduisait par le chômage, le sous-emploi et l'extrême pauvreté (Lequy, 1970).

La quantité de céréales dont disposait chaque habitant de l'Algérie, de 1878 à 1948, passait de 6 à 3 Qx/ an (Dumont, 1952). Cette politique coloniale avait donc « largement compromis l'équilibre alimentaire et nutritionnel de la population algérienne « socialement et économiquement déracinée » (Berque, 1962).

I.4.2.2. Après l'indépendance

Durant les cinq décennies post indépendance, la surface occupée par la culture du maïs était en baisse constante. Elle était cultivée sur 6 210 ha en 1971, 2 270 en 1981, 260 en 1991, 430 en 2 000, 168 en 2 009 et 246 en 2011 (ONS, 2019) essentiellement dans les périmètres irrigués ainsi que dans certaines plaines du littoral à bonne pluviométrie de l'Est et de l'Ouest (Aci, 2012). Cette désaffection pour la culture du maïs était due essentiellement à la couverture du marché en aliments de compléments importés et soutenus par l'Etat pour le cheptel (orge, maïs et autres concentrés). L'objectif prioritaire, pour l'Etat algérien, était le maintien des effectifs du cheptel par rapport aux disponibilités fourragères (Bencherif, 2011).

Mais face, aux besoins sans cesse croissants du marché, l'État algérien, avait pris des mesures incitatives pour encourager la culture du maïs pour les détenteurs de capitaux sur les terres du domaine privé de l'État. La première expérience pilote de culture de maïs fourrager et en grain sous-pivots dans le Sud du pays a été effectuée sur une superficie de 100 hectares, en 2011, dans la localité de Hassi-Ghanem, près d'El-Menea, avant d'être étendue dans le cadre du nouveau cadre juridique agricole et hydraulique de la nouvelle politique agricole.

Néanmoins, c'est en 2021, que le programme de développement du foncier agricole était officialisé, à travers la promotion de l'investissement essentiellement dans le Sud grâce aux potentialités en eau exploitables existantes, estimées à 5,2 milliards de m³ /an dont 5 (eaux souterraines) et 0,2 (eaux superficielles). Le projet OSS, (2010) révélait qu'il existait des possibilités de porter l'exploitation jusqu'à 6,1 milliards de m³ à l'horizon 2050. Les ressources en eaux souterraines du Sahara septentrional sont contenues dans deux immenses nappes qui sont le continental intercalaire (CI) et le complexe terminal (CT) (Zenkri, 2017).

La nappe du Complexe Terminal (CT) du Sahara occidental est un système aquifère d'une superficie de 350.000 Km² avec une profondeur de 100 à 500 m, et est exploitée dans les Zibans - l'Oued Rhir - le Souf et Ouargla et représente environ les 7/10ème des ressources de ces régions (soit 20.000 Milliards de m³). La nappe du Continental Intercalaire (CI) ou albien s'étend sur les 2/3 du Sahara septentrional (SASS) et couvre une superficie de 840 000 Km² dont 600 000 Km² en Algérie (le reste en Tunisie et en Libye), à 1000 m de profondeur, et avec une réserve théorique de 40 000 Milliards de m³ (PDGDRS, 1999).

Les oasis du Gourara, au Nord-ouest, le Touat, à l'Ouest, et le Tidikelt au Sud, constituant le prolongement de la longue vallée de la Saoura, bénéficient de ce système aquifère du Sahara septentrional.

Le portefeuille foncier de l'office public de développement de l'agriculture industrielle en terres sahariennes, à caractère industriel et commercial, qui lui est confié par l'Etat, s'élève actuellement à 177 574 hectares de terres agricoles destinés aux agriculteurs et aux investisseurs dont 163 999 répartis sur trente (30) périmètres, à travers les 09 wilayas du sud (Adrar, Ouargla, Timimoun, Touggourt, El-Menia, Djanet, Illizi, Laghouat et Ghardaia, et 13 574 hectares dans les Hauts Plateaux (Naama et Djelfa) (MADR, 2023).

L'objectif est d'encourager et d'intensifier la culture du maïs, en grain et fourrager, pour réduire la facture d'importation d'aliments de bétail et de volailles, et de réunir les meilleures conditions pour l'essor des filières lait et viandes rouges et blanches. Cette nouvelle politique agricole et rural fondée sur une responsabilité partagée entre l'Etat et les acteurs publics et privés, avait permis une hausse des superficies et des productions récoltées en maïs. Selon les statistiques officielles, les superficies récoltées en maïs passaient de 246 hectares en 2011 à 2 250 en 2018, et les productions de 575 T en 2011 à 5 512 en 2018 et 17 900 T en 2021, avec des rendements moyens de 2,8 T/ha (ONS, 2023).

I.5. Description botanique

I.5.1. Biologie

Le maïs, *Zea mays* est une plante herbacée de hauteur variable, annuelle, monocotylédone, diploïde, auto fertile, monoïque c'est-à-dire que les fleurs mâles et femelles sont portées par la même plante mais placées à des endroits différents (Fig. 2). Le maïs comporte 4 atomes de carbone dont le métabolisme photosynthétique présente une forte capacité de fixation du CO₂, une meilleure utilisation de l'eau face au stress thermique et une forte productivité potentielle en conditions optimales en eau, nutriments et lumière (Crafts-Brandner et Salvucci, 2002). Il est conduit en irriguer et présente une large diversité agro morphologique (Bonmatin et *al.*, 2005 ; Ameline, et *al.*, 2019). La plante est très sensible au gel et les seuils de température (-2 °C et 46 °C) marquent les limites extrêmes à son développement. La fécondation est majoritairement croisée (Ameline et *al.*, 2019).

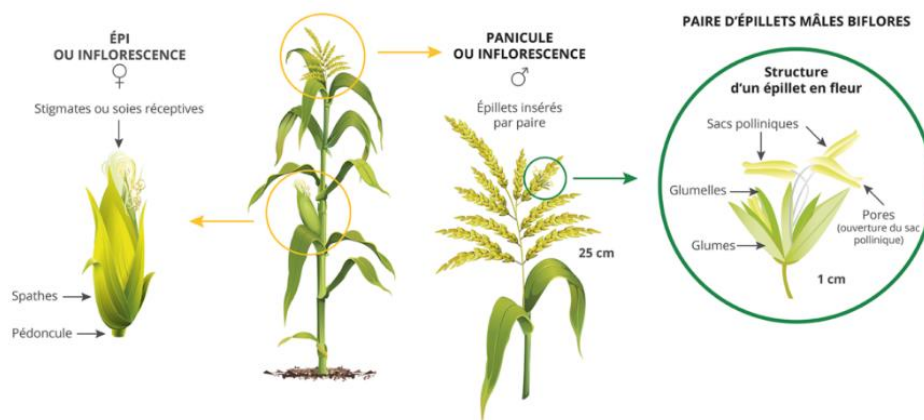


Figure 2 : Les différents organes du maïs (Bonmatin et al., 2005)

I.5.2. Physiologie

La graine de maïs comprend le péricarpe, enveloppe chitineuse et dure, qui joue un rôle protecteur tout en permettant des échanges osmotiques. Le pédicelle, constitué de tissus spongieux et fibreux, se situe à la base de la semence. Il caractérise ainsi le point d'insertion sur l'épi. Le tégument, formé à partir des tissus de l'ovule, est considéré comme l'enveloppe principale de la graine. Il est soudé au péricarpe. L'albumen avec le scutellum assure la fonction d'organe de réserve pour l'embryon (Watson et Ramstad, 1987).

Le scutellum est considéré comme la première feuille, mais se trouve encore en dessous de la surface du sol. L'embryon est constitué du scutellum, l'unique cotylédon et de l'embryon proprement dit (Fig. 3). L'épiderme dorsal du scutellum, séparé de l'albumen par une couche monocellulaire, assure la mise en place du système enzymatique déclencheur de la germination, et intervient dans le transfert des réserves de l'albumen vers l'embryon (Ameline et al., 2019).

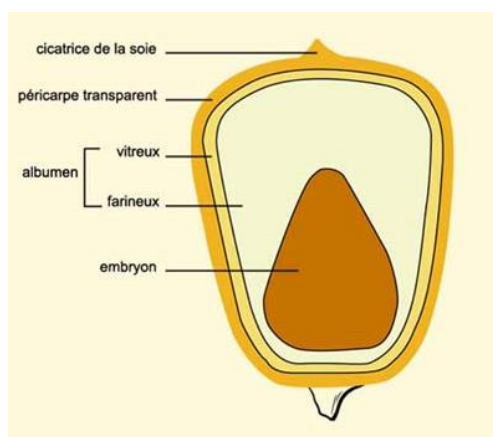


Figure 3 : Composition d'une graine de maïs (Bonmatin et al., 2005)

I.5.1.1 Les organes végétatifs

La tige, avec un diamètre de 3 à 4 cm d'épaisseur, est constituée d'un empilement de nœuds séparés par des entre-nœuds. Au niveau de chaque nœud, sont insérés une feuille et un bourgeon axillaire. Selon les variétés, chaque plante porte entre 15 et 20 feuilles, de grandes tailles, 10 cm de large et 1 mètre de long, et sont réparties alternativement d'un côté et de l'autre de la tige (Ndiaye et Sofranko, 1988).

La surface foliaire importante confère une faible sensibilité à la verse. La feuille comprend trois parties : le limbe, la zone ligulaire et la gaine. Le système racinaire est fasciculé, et comprend des racines adventives qui naissent sur les nœuds situés à la base de la tige formant des couronnes successives. Outre ces racines adventives, il existe des racines d'ancrage qui peuvent atteindre une profondeur supérieure à un mètre permettant un enracinement profond de la plante pour puiser les éléments nécessaires à son développement, et d'éviter la verse de la plante. Par ailleurs, les racines du maïs sont relativement fines et superficielles et n'ont pas les capacités d'aller puiser de l'eau en profondeur (Bonmatin et *al.*, 2005) (Fig. 4).

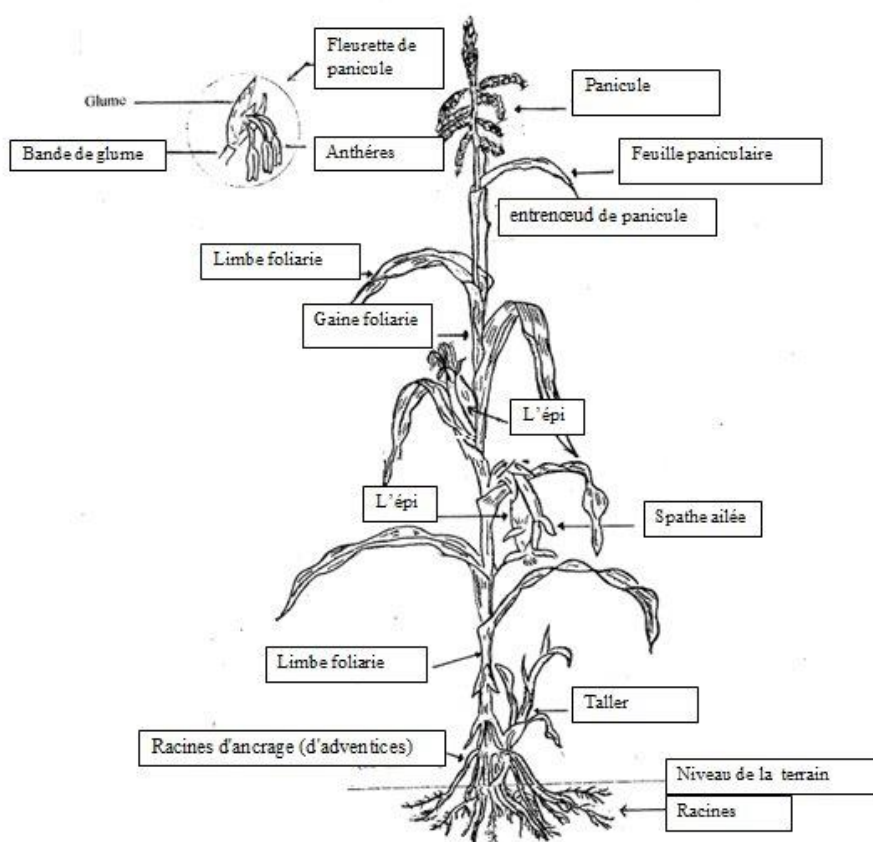


Figure 4 : Les organes végétatifs (Watson et Ramstad, 1987)

I.5.1.2 Les organes reproducteurs

Les fleurs du maïs sont unisexuées et regroupées en inflorescences mâles et femelles. L'inflorescence mâle ou panicule (dernière feuille dite feuille paniculaire), ramifiée, est située à l'extrémité de la tige et est constituée d'épillets dont chacun est composé de deux fleurs (Fig. 5). Chaque fleur possède trois étamines. L'inflorescence femelle (l'épi) se développe latéralement à partir d'un bourgeon axillaire, inséré à la base d'une feuille située au milieu de la plante. C'est un ensemble de ramifications ou spadice qui est constitué d'une suite de nœuds portant chacun un organe foliaire appelé spathe. A l'extrémité du spadice, se développe l'épi porteur d'épillets, eux-mêmes composés de fleurs et donc d'ovaires. L'épi possède 12 à 20 rangées d'ovules surmontées de longs styles (les soies) récepteurs du pollen recouvert de poils collants (Sokhna, 2018).

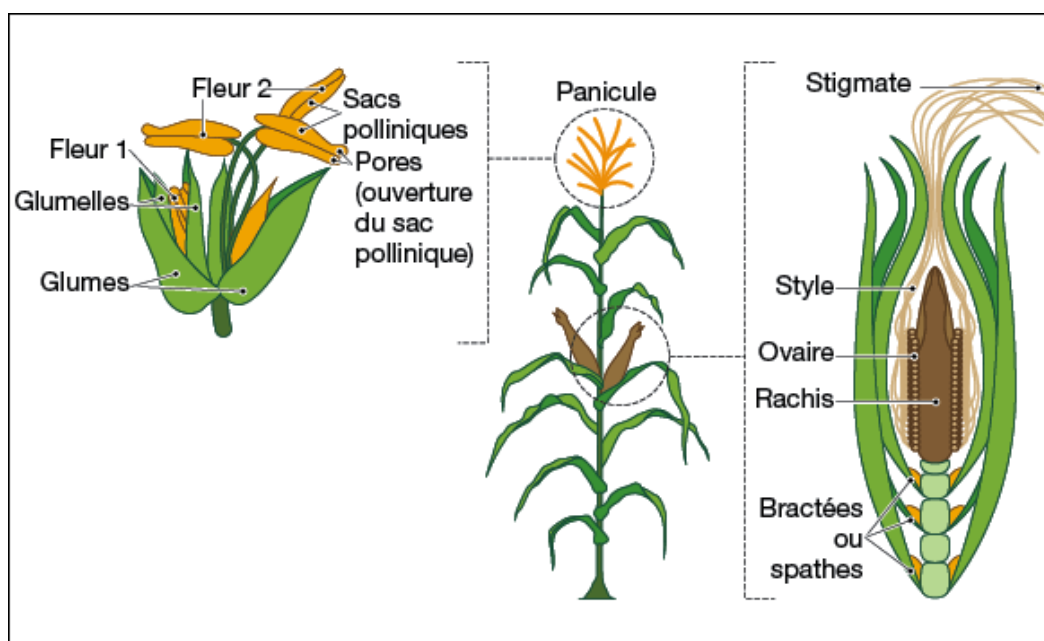


Figure 5 : Les organes reproducteurs du maïs (Sokhna, 2018)

I.6. Le cycle de développement du maïs

Le maïs peut se semer à partir de la mi-mars et jusqu'à la fin mai selon la précocité de la variété, et dès que la température du sol est supérieure à 10°C pour permettre une bonne germination des semences. Ce cycle de développement, qui va du semis à la récolte, varie considérablement (Fig. 6). Ce cycle est court et est fonction de la somme des températures c'est-à-dire que la plante possède une exigence en chaleur élevée pour arriver à la maturité du grain (Roger, 2002).

Chez certains cultivars très tardifs, le cycle se prolonge jusqu'à 9-10 mois jusqu'à la maturité à cause des conditions climatiques, de la latitude et de l'altitude sur la durée de végétation (Longchamps et Khosla, 2017). Le cycle du maïs se décompose en trois phases de développement bien distincts.

I.6.1. La phase végétative

A 10°C, le stade de germination est déclenché par l'imbibition du grain et prend 1 à 3 semaines. La germination de la graine mobilise les réserves contenues dans l'albumen.

Le grain de maïs émet plusieurs racines primaires ou racines séminales et une petite gaine ou coléoptile qui se dirige vers la surface du sol. Cette première feuille va se développer en faisant apparaître de minuscules nœuds empilés à la surface du sol d'où prennent naissance les jeunes feuilles. C'est le stade de la levée. Après la levée, 3 à 4 feuilles se développent, et des racines adventives prennent naissance aux premiers nœuds (Smith et *al.*, 2017).

Ces racines vont succéder aux racines séminales. Puis, après ces étapes, les réserves de la graine sont épuisées et la plantule devient autonome ou autotrophe. A huit semaines maximums, après la levée, les plants sont au stade six à huit feuilles. Vers la fin de la phase végétative, l'initiation florale a lieu sans interruption de la croissance des entre-nœuds et des feuilles. La phase végétative correspond donc à la formation de l'ensemble de la tige et des feuilles, et se termine quand les limbes de 5 à 10 feuilles sont visibles. Cependant, la durée de la phase végétative dépend de la précocité de la variété et des conditions climatiques (Sokhna, 2018).

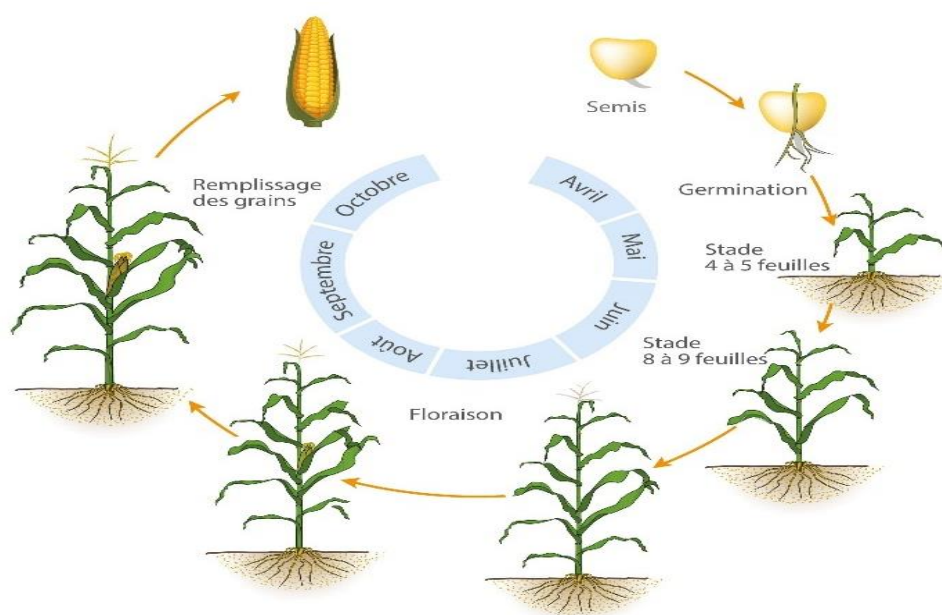


Figure 6 : Le cycle de vie du maïs (Sokhna, 2018)

I.6.2. La phase de reproduction

Cette phase correspond à la formation des organes reproducteurs (épillets, étamines, grains de pollen), la floraison mâle, femelle et la fécondation. La fabrication des organes reproducteurs mâles débute dès l'initiation de la panicule, et se termine par la floraison mâle qui varie selon le génotype et les conditions du milieu (Ndiaye, 1995). Les premières ébauches d'épillets se forment bien avant la floraison (Hilaire, 2000). La floraison femelle correspond à la sortie des soies à l'aisselle des feuilles du milieu de la tige. La fécondation correspond au transport du pollen de la panicule à la soie. En effet, le pollen libéré, tombe de la panicule par simple gravité et est transporté par le vent jusqu'aux soies.

A son arrivée sur la soie, le grain de pollen émet un tube pollinique. Ce dernier progresse rapidement dans la soie et arrive rapidement jusqu'à l'ovule. La soie a pour rôle de capter le grain de pollen émis par les panicules pour que celui-ci puisse, grâce au tube pollinique, aller féconder l'ovule. Les premières soies sorties correspondent aux grains de la base de l'épi. La progression de sortie des soies se fait de bas en haut jusqu'à l'extrémité de l'épi (Westphal, 1985).

Durant sa progression, le tube pollinique digère les parois des cellules dont il utilise les composés pour sa propre alimentation, et des bouchons de callose se forment en colmatant l'ouverture pour empêcher sa dessiccation (Verheye, 2010).

Plusieurs dizaines de grains de pollen peuvent germer dans une même soie, mais un seul parvient à l'ovule et assure la fécondation. Aux stades de la floraison et du développement des fleurs fécondées, le maïs a une sensibilité forte pour son alimentation en eau et en éléments minéraux (Hilaire, 2000).

I.6.3. La phase de développement du grain et de maturation

Avant la maturation, les feuilles du bas jaunissent et meurent lorsque les épis sont pratiquement mûrs. A cette phase, les ovules déjà fécondés commencent à gonfler et se transforment pour devenir les grains de maïs. Les grains se développent et accumulent des réserves d'amidon. La texture de l'amidon passe de la forme laiteuse, puis pâteuse, et ensuite vitreuse. (Verheye, 2010). La répartition de ces trois formes d'amidon dans le grain renseigne sur le pourcentage d'humidité dans le grain et l'état de maturité des plantes.

A la maturité physiologique, les grains atteignent leur rendement maximal et cessent d'accumuler davantage de matières sèches. Tout stress, surtout hydrique, est susceptible d'affecter la taille des grains plutôt que le remplissage des épis. Lorsque la condition en teneur en eau est réalisée, la récolte des épis peut se faire mécaniquement sans entraîner des dommages lors de l'entreposage (Fig. 7). L'épi peut comporter huit à plus de vingt rangées de grains. La couleur des grains va du blanc au noir, en passant par le jaune, l'orange, le rouge, le vert et le bleu (Brink et *al.*, 2006 ; Verheye, 2010).

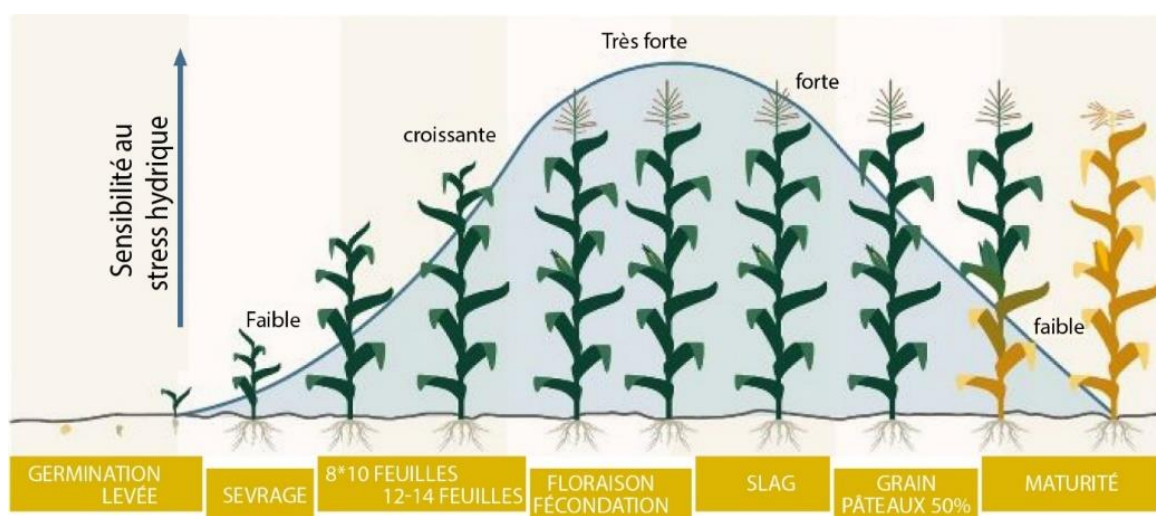


Figure 7 : Les exigences hydriques du maïs (AgriMag, 2020).

I.7. Les exigences écologiques

Les conditions qui conviennent le mieux à la culture du maïs sont des sols profonds, bien drainés, aérés et riches en nutriments (azote (N), phosphore (P) et potassium (K) (O’Keeffe, 2019 ; Ameline et *al.*, 2019). Le maïs s’adapte mieux dans les sols à forte teneur en matière organique (Tebit et *al.*, 1997) et à pH compris entre 5,5 et 7,0 ; il n’est pas tolérant aux sols salins mais exigeant en eau (sensibilité à la sécheresse très élevée à partir de la floraison) ; la diminution de l’alimentation hydrique provoque une chute de la photosynthèse (Katerji et Bethenod, 1997) ; nécessite une température minimale de 6° à 10° pour sa germination, (Sanchez et *al.*, 2014), et des températures comprises entre 22 et 30°C pour sa croissance et son développement végétatif (Sanchez et *al.*, 2014).

I.8. Les contraintes liées à la culture du maïs

Les plus importantes contraintes sont : la sécheresse, la faible fertilité des sols, l'infestation par les plantes parasites (*Striga hermontica*, *Borreria stachydea*, *Andropogon pseudapricus*, *Digitaria horizontalis*, *Cyperus amabilis*, *Mariscus squarrosus*, *Bulbostylis barbata*, *Mitracarpus villosus*, *Fimbristylis hispida*) (Mballo, 1998), les maladies fongiques (helminthosporiose, rouilles, etc...) (Sy, 2004) et virales ou viroses à stries (la striure due au Maize streak virus (MSV), le stripe dû au *Maize stripe virus* (MStpV) et la mosaïque causée par le *Maize mosaic virus* (MMV) (Bonmatin et al., 2005). Les insectes ravageurs font également partie des contraintes importante (*Sesamia calamistis*, *Sésamia nonagrioides*, *Ostrinia nubilalis* (pyrale du maïs), *Macrotermes subhyalinus*, *Cicadulina spp*, *Locusta migratoria*, *Rhaphalosiphum maidis* et la chenille légionnaire d'automne (*Spodoptera frugiperda*), etc...) (Badu Apraku et al., 2007).

La sécheresse est un obstacle environnemental pour le développement de la culture du maïs. Le maïs est une espèce dite de C4 qui dispose, au cours de la photosynthèse, de mécanismes de fixation du carbone, de régulation et de contrôle de l'ouverture de ses stomates en fonction des conditions environnementales auxquelles il est soumis. Cependant, le déficit ou stress hydrique au cours de sa période de floraison a pour conséquence d'augmenter le délai entre floraison mâle et femelle, et donc, limite le nombre d'événements de fécondation et/ ou entraîne un avortement des grains provoquant une forte baisse de production de grains et de rendements (Mballo, 2020). Ces contraintes à la maïsiculture constituent des problèmes socio-économiques pour les agriculteurs et les chercheurs qui sont obligés de trouver des réponses agro écologiques et de protection phytosanitaire (Vincent et al., 2005).

I.9. Les utilisations du maïs

Le maïs, est riche en amidon (glucides totaux ou hydrates de carbone) et en énergie. Le maïs contient des teneurs variables en amidon (64-78%), matières grasses, en protéines (7-12%), en fibres brutes, en cendres et en sucres. Le potassium, le magnésium et le phosphore sont les principaux sels minéraux du maïs. Les acides aminés tels que la leucine, l'isoleucine, le tryptophane et la valine tous contenus dans le germe constituent les acides aminés majeurs du maïs (Kenzy et Wahaj, 2015).

Le maïs renferme aussi des vitamines liposolubles (la provitamine A ou caroténoïdes et la vitamine E) et des vitamines hydrosolubles (niacine, thiamine, pyridoxine, riboflavine, acide pantothénique...) (Charcosset et Gallais, 2009).

De par ses propriétés chimiques et technologiques, le maïs constitue une matière première importante à la base de plusieurs produits industriels notamment alimentaires. Sa date de récolte est très dépendante des conditions climatiques, de la variété (*Zea mays ceratina* est riche en amidons, *Zea mays saccharata* est riche en sucre) et de la localisation géographique (Ranum et al., 2014).

Les modalités de récolte diffèrent selon la destination du maïs. La récolte du maïs grain peut se faire soit en épis, soit en grain qui est la méthode la plus répandue actuellement. Le maïs fourrage se récolte un peu plus précocement quand la plante est encore verte et les grains pas encore mûrs.

La plante entière est récoltée, broyée puis stockée sous forme d'ensilage. Le maïs est consommé dans l'alimentation humaine sous des formes extrêmement variées ; il est utilisé dans l'alimentation animale (ruminants notamment bovins, volailles...) sous forme de grains, ou en ensilage de la plante entière coupée avant maturité, sous forme d'épis entiers secs ou ensilés (Kahndo et al., 2015) ; dans l'industrie (semoules, farines infantiles, flocons, glucose, biocarburants, confiserie, alcools, savonnerie, huilerie de table, colles, etc...) (Dutta et al., 2020).

L'alimentation animale est de loin le premier débouché des pays industrialisés. La consommation du maïs est particulièrement importante en Afrique et en Amérique latine. Le maïs à grains blancs est cultivé en Afrique et en Asie pour la consommation humaine et son importance est considérable pour la nutrition et la sécurité alimentaire (Kenzy et Wahaj, 2015).

Chapitre II : *Rhopalosiphum maidis*

II.1. Généralités

La littérature scientifique indique que la majorité des espèces actuelles de pucerons phytophages provient d'une radiation évolutive ayant débuté parallèlement à la diversification majeure des plantes à fleurs (Peccoud et *al.*, 2010). Les pucerons ravageurs de la Superfamille des Aphidoidea sont hémimétaboles (sans stade immobile entre la larve et l'adulte), et sont présents dans le monde entier, sous des conditions environnementales très variées surtout dans les zones tempérées (taille, forme, couleur de leurs corps et appendices en fonction de l'espèce).

Les pucerons infestent des niches écologiques diverses (plantes non cultivées et cultivées, arbres fruitiers et forestiers) (Pointeau et *al.*, 2010) en utilisant des repères visuels, olfactifs (Prokopy et Owens, 1983), gustatifs (Visser, 1986), tactiles (Pettersson et *al.*, 2008), et leurs antennes pour percevoir des substances chimiques volatiles émises par la végétation (Bernays et Chapman, 1994).

Enfin, au stade adulte, le vent, par sa vitesse et sa direction, la plupart des espèces de pucerons peuvent être transportés sur de longues distances (Doering et *al.*, 2014). Ils sont donc considérés comme l'une des espèces d'insectes ravageurs les plus nuisibles, à la fois pour leur abondance, leur diversité, leur fécondité élevée, leur mode de reproduction sexuée ou asexuée (Sullivan, 2008). De même qu'à leur capacité de transmission à de nombreux micro-organismes pathogènes (bactéries, virus, champignons et parasites), et par les dommages directs qu'ils infligent en se nourrissant de la sève élaborée des plantes à l'aide de leurs pièces buccales modifiées en rostre piqueurs-suceurs (Dedryver et *al.*, 2010).

D'origine asiatique, *Rhopalosiphum maidis* (Fig. 8), vert bleuté avec zone violacée à son extrémité postérieure, est présent dans les climats tropicaux et tempérés chauds. C'est une espèce de puceron dont les plantes hôtes sont des Poaceae spontanées et cultivées (maïs, riz, sorgho, orge, seigle, avoine, blés, Folle avoine, Brome, Phalaris et Ray grass), des Malvaceae (coton...) et des Solanaceae (Blackman et Eastop, 2007).

Les populations de *Rhopalosiphum maidis* sont constituées de lignées parthénogénétiques (anholocyclie) dans la plupart des régions du monde (Williams et Dixon, 2007).

Mais, Il est holocyclique hétéroïque au Pakistan, avec *Prunus cornuta* comme hôte principal (Remaudière et *al.*, 1991).

En Algérie, la céréaliculture constitue l'une des premières activités agricoles. Elle couvre une surface de plus de trois millions d'hectares. Elle est donc hautement représentative des zones d'agricultures. Plusieurs ravageurs, parmi eux les pucerons, s'attaquent aux céréales cultivées et notamment au maïs (Blackman et Eastop, 2007). En conséquence, elle fait l'objet d'études nombreuses portant notamment sur l'inventaire de l'entomofaune sur différentes variétés céréalières cultivées dans diverses zones agroécologiques (Bouabida et *al.*, 2020).

Les résultats préliminaires indiquent que les pucerons *Sitobion avenae*, *Sitobion fragariae*, *Metopolophium dirhodum* (Ketfi, 2018), *Rhopalosiphum padi*, *Rhopalosiphum maidis* et *Diuraphis noxia* sont inféodés principalement sur blés dur et tendre, orge, avoine et triticale, dans les régions Nord de l'Algérie (Mitidja/Alger, Blida et Boufarik, Annaba, Tarf, Souk Ahras, Guelma et Mostaganem), des Hauts Plateaux (Constantine, Mila, Sétif, Batna Oum El Bouaghi) et le Sud (Mziraa, El Outaya, Sidi Okba, Ain Nagaa et El Hadjeb à Biskra) (Bakroune et *al.*, 2021).

A ce stade de l'inventaire susmentionné, aucune étude n'est rapportée sur le puceron *Rhopalosiphum maidis* sur la culture du maïs en Zones Sahariennes.

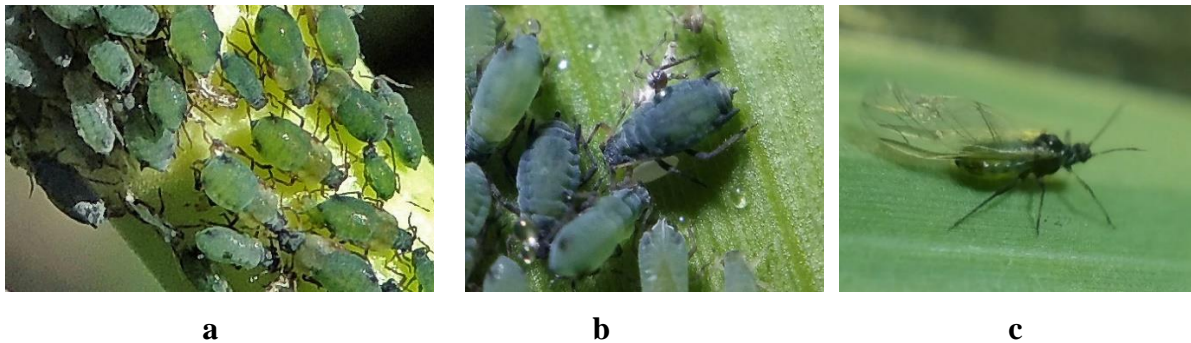


Figure 8 : *Rhopalosiphum maidis* (Érsek, 2013)

a : populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* ; b : adultes aptères de *Rhopalosiphum maidis* ;
c : adulte ailé de *Rhopalosiphum maidis*

II.2. La systématique

Le puceron *Rhopalosiphum maidis* appartient :

Ordre	Hemiptera
Sous Ordre	Sternorrhyncha
Super famille	Aphidoidea
Famille	Aphididea
Sous famille	Aphidinae
Tribu	Aphidini
Genre	<i>Rhopalosiphum</i>
Espèce	<i>Rhopalosiphum maidis</i>

Il est à noter que Borror et *al.*, (1981) et Woodward et Johnson, (1980) ont réuni les anciens ordres Homoptera et Heteroptera pour en faire l'ordre des Hemiptera. Tandis que Minet et Bourgoin (1986) ont proposé de subdiviser les Hemiptera en 5 sous-ordres : Coleorrhyncha, Fulgoromorpha, Cicadomorpha, Sternorrhyncha et Heteroptera.

Les analyses phylogénétiques ont montré que les Aphidoidea comportent trois familles principales : les Phylloxeridea, les Adelgidea et les Aphididea (Fig. 9). La famille des Aphididea comprend la majorité des espèces de pucerons existantes. Les espèces de cette famille se distinguent de celles des Adelgidea et des Phylloxeridea notamment par la présence de bactéries symbiotiques intracellulaires du genre *Buchnera* et l'existence de générations vivipares au cours de leur cycle de vie (Novakova et *al.*, 2013).

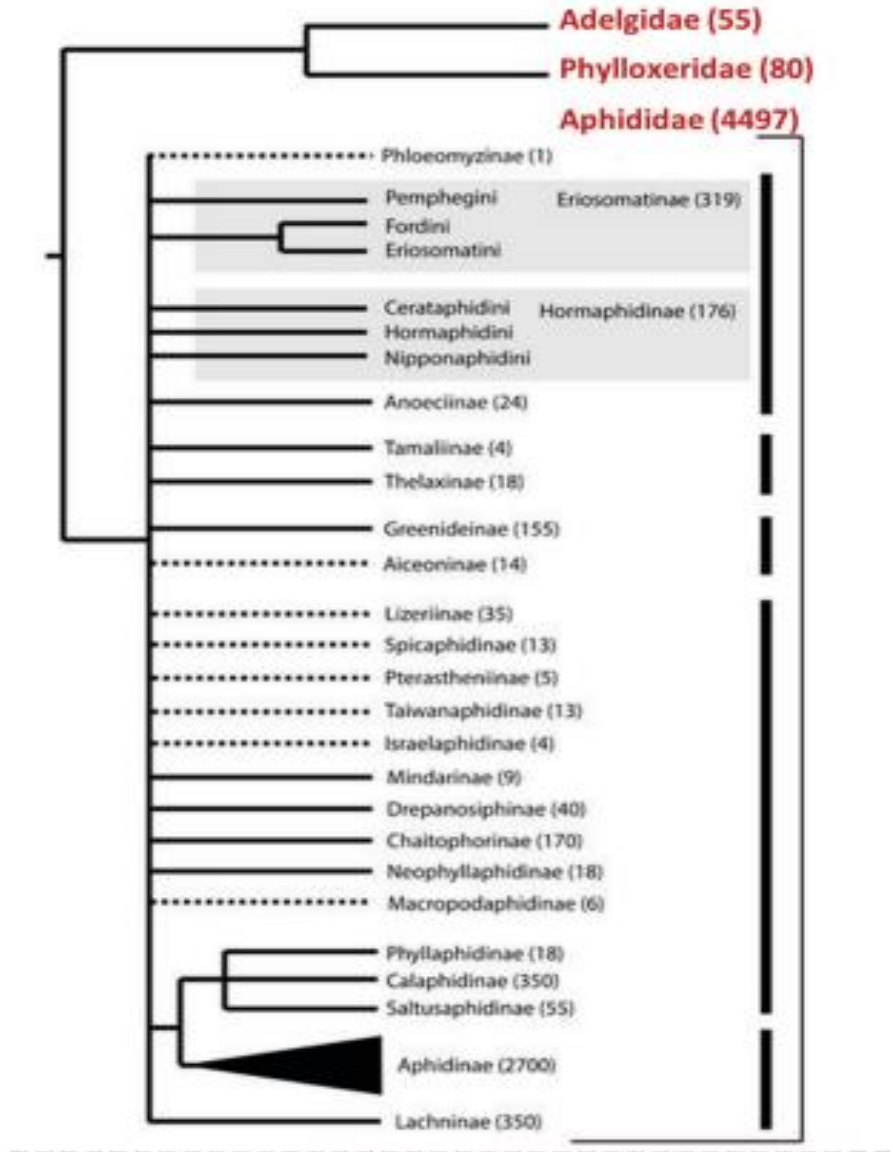


Figure 9 : Phylogénie des Aphidoidea (Podsiadlowski et Vilcinskas, 2016)

II.3. Morphologie

Chez les Sternorhynques, le squelette externe est de nature protéique et chitineux. Leur corps est divisé en trois parties : la tête, le thorax et l'abdomen. La tête porte une paire d'antennes, les yeux et un appareil buccal (pièces buccales atrophiées, non visibles) de type piqueur suceur, constituant le rostre, qui est inséré entre les hanches antérieures, portant de très longs stylets pour se nourrir du phloème de la plante hôte. Le segment apical du rostre (RIV + V) mesure environ 0,8 fois la longueur du deuxième segment tarsien postérieur (HTII). La poche gulaire est absente.

L'antenne comporte entre 3 et 10 articles et n'est jamais surmontée d'une longue soie (Fig. 10) (Blackman et Eastop, 2012).

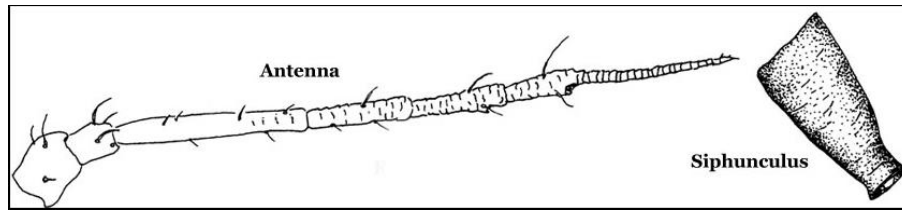


Figure 10 : Antenne et cornicule de *Rhopalosiphum maidis* (Blackman et Eastop, 2012)

Le thorax est composé de trois segments, le prothorax, le mésothorax et le métathorax, portant chacun une paire de pattes articulées. Les formes ailées disposent de deux paires d'ailes (Fig. 11), membraneuses et transparentes, situées sur le deuxième (le mésothorax) et le troisième (le métathorax) segment. Mais, la nervation alaire antérieure est réduite (Blackman et Eastop, 2012).

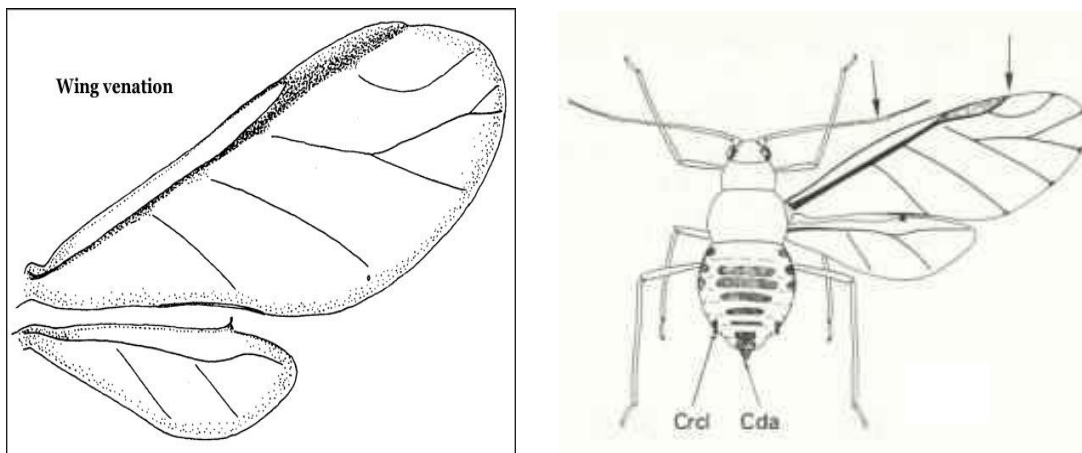


Figure 11 : Les ailes de *Rhopalosiphum maidis* (Chaubet, 2010)

Ces trois segments sont entourés de sclérites formant l'exosquelette de chaque segment. L'abdomen comporte souvent 10 à 11 segments (Fig. 12). Il comprend l'appareil digestif, le système respiratoire, le système excréteur et les organes reproducteurs.

A l'extrémité de l'abdomen, se situe la queue ou cauda dont le rôle est d'empêcher les excréments collants de pénétrer dans le corps, et la plaque anale, d'où est excrété le miellat (Blackman et Eastop, 2012).

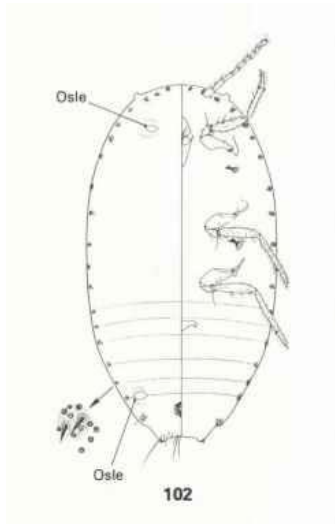


Figure 12 : L'abdomen de *Rhopalosiphum maidis* (Blackman et Eastop, 2012)

Le puceron *Rhopalosiphum maidis* est de corps 2 à 2,5 fois plus long que les antennes. Ces dernières peuvent être à cinq ou rarement à six segments. Il est de forme allongée, et de couleur jaune-vert à vert olive foncé ou vert bleuâtre, parfois recouvert de substance cireuse, avec de courtes antennes noires. Au stade immature, sa couleur est généralement d'un bleu-vert clair, avec des zones plus foncées très marquées autour de la base des siphoncules (Bromley, 1979).

Les siphoncules sont foncés et plutôt courts, non évasés à l'apex et seulement 1,1 à 1,4 fois la longueur de la cauda. La larve, comme l'adulte, sont peu mobiles sur les végétaux. Les cornicules sont courtes et noires, présentes à l'apex de l'abdomen, avec deux paires de soies latérales. Les antennes sont noires à l'exception du segment III et d'une partie du segment IV, et le processus terminal est 1,7 à 2,5 fois plus long que la base du dernier segment antennaire (Blackman et Eastop, (2000) ; Capinera, 2001). Les tarse, segments terminaux des pattes, sont formés de 2 articles chacun. L'adulte femelle est quelquefois dépourvue de pattes ; dans le cas contraire, le tarse est formé d'un seul article (Bromley, 1979).

Le système olfactif du puceron repose sur deux types de récepteurs de type neuronal placés sur les antennes, les rhinaria primaires et secondaires (Bromley, 1980).

Les rhinaria primaires permettent la reconnaissance d'hôte par le biais de composés volatils, tandis que les rhinaria secondaires sont impliqués dans la détection des phéromones sexuelles (Park et Hardie, 2002). Les stimuli olfactifs du puceron jouent un rôle important dans la reconnaissance de l'hôte (Nottingham et *al.*, 1991).

Rhopalosiphum maidis se développe sur les tiges et la face supérieure des feuilles du Maïs et du Sorgho et parfois de l'Orge et du Seigle (Leclant, 2000). L'espèce affectionne particulièrement les inflorescences du maïs (soies) ce qui compromet la pollinisation et entraîne la formation d'épis avec pas beaucoup de grains. En Tunisie, selon Harbaoui et *al.*, (2017), *R. maidis* est plus fréquent sur les épis que sur les feuilles.

II.4. Le mode d'alimentation

En climat tempéré, toutes les plantes cultivées sont hôtes d'au moins une espèce de pucerons phytophages (Piffaretti, 2012). Les pucerons comme parasites sont dépendants de la sève élaborée chez les plantes, et entretiennent des relations très étroites avec des microorganismes endosymbiotes pour assurer leur développement, leur reproduction ainsi que leur survie (Moran et Baumann, 2000).

La sève phloémienne, sur laquelle les pucerons s'alimentent, est un milieu nutritionnel déséquilibré, riche en carbohydrates, issus de la photosynthèse, et pauvre en azote et en acides aminés essentiels (leucine, lysine, tryptophane, etc...) (Amiour et *al.*, 2021).

Les sucres du phloème, après pénétration des cellules mésophylliennes et inhibition des mécanismes de défenses de la plante hôte, sont la principale source de carbone pour la respiration et la croissance des pucerons. Les principaux composés azotés utilisés par les pucerons sont des acides aminés libres provenant essentiellement des bactéries symbiotiques des pucerons (Zust et Agrawal, 2016).

De nombreux auteurs rapportent que les pucerons vivent en interactions avec des bactéries intracellulaires (ou endocytobiotiques) obligatoires, transmis de manière verticale à leur descendance, il y a 180 Ma (Moran et *al.*, 2008). Cette association puceron / bactérie (*Buchnera aphidicola*) se retrouve chez pratiquement toutes les espèces de pucerons (Shigenobu et *al.*, 2000).

Les recherches récentes ont permis de révéler que de nombreux gènes interviennent dans la biosynthèse et la fourniture des acides aminés essentiels de différents symbiotes primaires notamment *B. aphidicola*, quel que soit le clade d'appartenance du symbiote (Rosas-Pérez et *al.*, 2014).

En outre, les pucerons peuvent vivre en association avec différents symbiotes facultatifs ou symbiotes secondaires. A ce jour, les bactéries intracellulaires identifiées sont : α -protéobactéries, du genre *Rickettsia* (Jiang et *al.*, 2013) et *Spiroplasma*, appartenant à la classe des mollicutes (Gomez-Valero. et *al.*, 2004). La présence des symbiotes facultatifs produit sur les pucerons des effets phénotypiques variés : tels que l'amélioration de l'exploitation de la plante hôte, et la résistance aux stress abiotiques comme la tolérance à la chaleur (Montllor et *al.*, 2002). En plus, des fourmis collectent le miellat, et en contrepartie, elles protègent les pucerons de leurs ennemis (Jiang et *al.*, 2013).

II.5. Le cycle de vie

La parthénogénèse est courante chez les petits invertébrés tels que les pucerons, qui alternent entre une reproduction sexuée et une reproduction asexuée, en fonction des conditions environnementales dont la température est la plus importante (Brodeur et *al.*, 2013). La monoécie (ou cycle de vie) est très répandue chez les pucerons, durant laquelle les espèces de pucerons se nourrissent sur les mêmes plantes hôtes pérennes (ligneuses ou herbacées) tout au long de l'année, et l'hétéroécie, où les espèces changent d'hôte au cours de leur cycle biologique, migrant durant l'été de plantes d'hôtes, généralement ligneuses, dites primaires vers des plantes hôtes herbacées dites secondaires (Neaves et *al.*, 2018).

Le cycle annuel de reproduction des pucerons est caractérisé par l'alternance de plusieurs générations parthénogénétiques, suivie d'une génération sexuée (Fig.13) (Simon et *al.*, 2002). C'est ce qu'on appelle la plasticité phénotypique ou polyphénisme de reproduction. Au printemps, des femelles vivipares ou fondatrices, éclosent des œufs issus de la reproduction sexuée et donnent naissance, par parthénogénèse apomictique, à des individus génétiquement identiques aux parents (femelles) (Blackman et Eastop, 2012). Les larves produites portent déjà en elles les futures générations d'embryons qui commencent à se développer alors que les larves sont encore dans l'abdomen de la femelle (phénomène qualifié de télescopage des générations) (Dixon, 1992). Cette

phase asexuée peut donner plusieurs générations si les conditions environnementales sont favorables. Cette croissance des colonies en phase de reproduction est considérée comme exponentielle, et perdure jusqu'à la fin de l'été (Piffaretti, 2012).

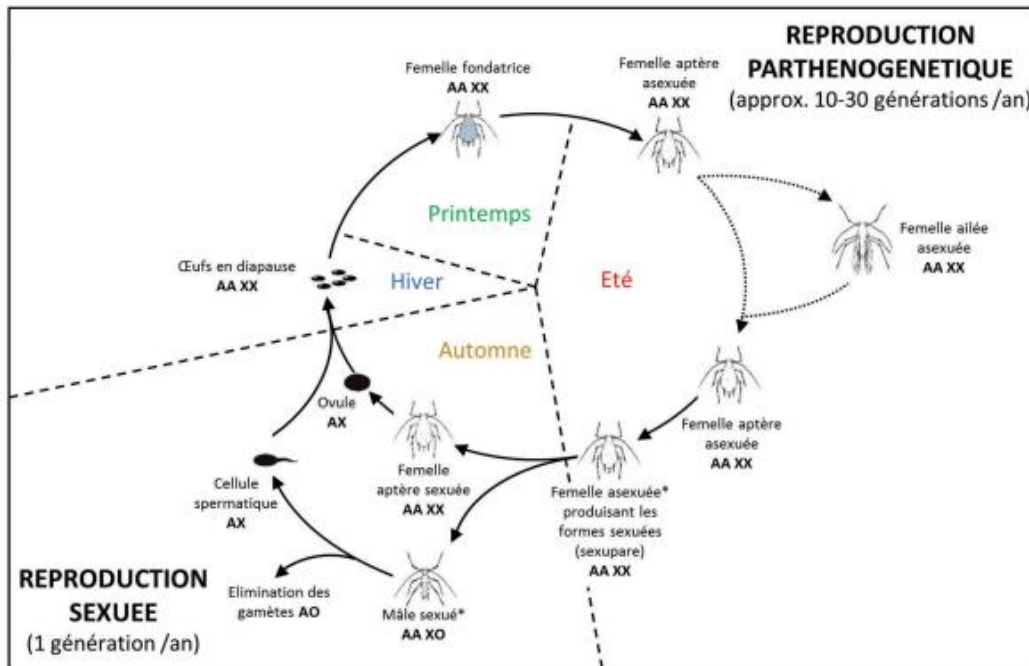


Figure 13 : Le cycle de vie des pucerons (Simonet et al., 2016).

A l'automne, quand la durée des journées et la température diminuent, les femelles parthénogénétiques donnent naissance à des sexupares, qui produisent des générations suivantes appelées morphes sexuées (mâles et femelles ovipares), qui est en état de s'accoupler (Brisson et al., 2016). La phase d'accouplement a lieu à la fin de l'automne ; les femelles ovipares fécondées pondent des œufs, résistants au froid, subissant une diapause embryonnaire jusqu'au printemps prochain. Au printemps, les œufs éclosent et le cycle recommence (Taguet et al., 2005 ; Shingleton et al., 2003). Dans les populations se reproduisant par parthénogénèse, la forte densité de populations de pucerons est considérée comme le facteur principal qui favorise l'apparition des morphes ailés (Lees, 1967 ; Sutherland, 1969 ; Johnson, 1980).

D'autres facteurs sont rapportés par des auteurs tels que la présence d'ennemis naturels et de pathogènes, la qualité nutritive de la plante et les changements de température (Hatano et *al.*, 2012). Les facteurs environnementaux sont certes identifiés, mais les mécanismes capables d'orienter le développement des pucerons vers la production de morphes ailées ou aptères restent encore méconnus (Pierre et Basquin, 2016).

Quant aux lignées parthénogénétiques des populations de *Rhopalosiphum maidis*, elles continuent à se développer en hiver sur des plantes herbacées. Ainsi, dans la majorité des régions du monde, aux climats plus chauds, le puceron *Rhopalosiphum maidis* semble se perpétuer par parthénogénèse apomictique (reproduction par clonage ou asexuée) (Blackman et Eastop, 2007).

II.6. Les dégâts

Les dégâts directs de *R. maidis* (Fig. 14) sont provoqués, d'une part, par la succion de la sève élaborée par les colonies de larves et d'adultes de pucerons qui mène à l'affaiblissement et au flétrissement général de la plante, et d'autre part, par la sécrétion salivaire qui aboutit à la chlorose et la nécrose (Miller et Pike, 2002). Les dégâts indirects sont causés par le développement de maladies cryptogamiques provoquées par diverses espèces de champignon ascomycètes, ectophytes et saprophytes (ex : la fumagine...) qui se développent grâce aux excréments de miellat, riches en sucres, secrétées par cette espèce de puceron (Ng et Perry, 2004).

Le miellat qui recouvre la surface des soies et de la panicule (inflorescences) fait obstacle au transport du pollen (Fievet et *al.*, 2007) et, la moisissure noire, qui se forme sur les feuilles, dues à diverses espèces de champignons, réduit la photosynthèse de la plante (Huang, 1992).

Les pucerons tels que *R. maidis* causent également de nombreuses maladies virales ou parasitaires, dues à l'inoculation de phytovirus (BYDV et CYDV : mosaïque de la canne à sucre, mosaïque du concombre et le nanisme jaune des céréales), qui provoquent de nombreux symptômes comme le dessèchement, la déformation et la réduction de la croissance (Van Emden et Harrington, 2007) ainsi que la mort cellulaire et la nécrose tissulaire chez les plantes (Dedryver et *al.*, 2010). Ces dégâts occasionnent des pertes économiques extrêmement importantes.



Figure 14 : Les dégâts de *Rhopalosiphum maidis* sur feuille de maïs (Baker, 2023)

II.7. Les Stratégies de lutte

Le contrôle des pucerons dépend de nombreux facteurs écologiques notamment de l'abondance, la diversité des ravageurs et des ennemis naturels ainsi que de toutes les interactions qu'ils entretiennent comme la compétition, la prédation et le parasitisme (Roullé, 2015). Plusieurs méthodes de lutte ont été mises au point afin de limiter les dommages directs et indirects dus aux pucerons (Jaloux, 2013). En lutte préventive, la suppression de plantes réservoirs pour les ennemis naturels ou l'utilisation de paillis de sol réfléchissant (ou couvre sol réfléchissant), peuvent juguler l'arrivée des pucerons (Bouallègue et *al.*, 2017).

En lutte chimique, la pulvérisation d'insecticides sur les parcelles de terre agricoles reste le principal moyen de lutte utilisé à grande échelle contre les pucerons (Charbonnier, 2012). De nombreux insecticides appartenant aux familles des phénylpyrazoles, pyréthroïdes, organophosphorés, carbamates et néonicotinoïdes sont utilisés parce qu'ils conduisent toujours à la mort des insectes notamment les pucerons (Sparks, 2013).

En effet, certains insecticides agissent sur le neurotransmetteur l'acétylcholine (ACh) ou sur le canal (Na⁺) en augmentant la fréquence des décharges nerveuses ou inhibent les canaux potassiques. Ils perturbent les échanges en ions calcium (Ca⁺⁺) et magnésium (Mg⁺⁺) (Salgado et *al.*, 1983), qui entraînent des déséquilibres, des phases d'incoordination, de convulsions, de tétanisation (effet knock-down = KD et blocage de l'influx nerveux) ou de paralysie,

suivi par la mort par famine suivant la dose et la puissance du produit insecticide (Yu et Killiny, 2018). D'autres inhibent la synthèse de chitine, ce qui provoque la rupture de la procuticule sous la pression du liquide exuvial (ou liquide de mue) conduisant à l'incapacité du puceron à se développer (Das, 2013).

En lutte biologique, le contrôle des pucerons est assuré par des ennemis naturels (prédateurs, parasitoïdes, bactéries, champignons, virus ou autres organismes) (Ryckewaert et *al.*, 2011 ; Jaloux, 2013). D'après Coderre et *al.*, (1987), les familles prédatrices les plus souvent rencontrées sur les feuilles de maïs sont les Chrysopidae, les Hemerobiidae, les Syrphidae et les Coccinellidae.

En Algérie, la diversité de l'entomofaune est représentée par plusieurs espèces réparties sur 10 ordres dont l'Hemiptera et le Coleoptera. La famille des Coccinellidés, appartenant à l'ordre des Coléoptères fait de plus en plus l'objet de recherches. Le bilan en nombre d'espèces continue d'augmenter avec la découverte de nouvelles espèces. En effet, en 2018, les coccinelles *Oenopia globata* et *Harmonia axyridis* ont été signalées pour la première fois dans les wilayas d'Alger et de Blida en Algérie (Lakhal et *al.*, 2018).

Les coccinelles cherchent leurs proies sur des plantes ou du miellat est présent (Suzuki et Ide, 2008). C'est une source énergétique importante pour les larves et les adultes de coccinelles parce qu'il représente un mélange complexe de carbohydrates, d'acides aminés et de métabolites secondaires (Kazana et *al.*, 2007). En 1965 Ipert, révèle que 90 % des espèces de coccinelles sont prédatrices dont certaines se nourrissent préférentiellement de pucerons. Cependant, les populations de coccinelles aphidiphages se limitent à une ou deux générations par an et leur taux de croissance sont plus bas que ceux des pucerons. Leur action sur la dynamique des populations de pucerons reste limitée sur le long terme (Lopez et *al.*, 2012).

Sahraoui et Lebdi Grissa, (2006) et Lakhal et *al.*, (2018), montrent que les espèces *Coccinella algerica*, *Hippodamia variegata*, *Scymnus subvillosus*, *Scymnus interruptus*, *Scymnus pallipediformis*, *Scymnus sp.*, *Coccinella undecimpunctata*, *Coccinella septempunctata*, *Hippodamia tredecimpunctata*, *Psyllobora vigintiduopunctata* sont communes à différents types de climat. Les espèces *Exochomus nigripennis*, *Scymnus levaillanti* et *Hyperaspis marmottani* sont spécifiques aux régions sud du pays.

Les parasitoïdes qui s'attaquent aux pucerons du maïs sont majoritairement des Hymenoptera de la famille des Braconidae (genres *Aphidius*, *Praon*, *Ephredus*, *Lysiphlebus*, *Trioxys*, *Diaretiella*, *Toxares* et *Monoctonus*) et de celle des Aphelinidae (genre *Aphelinus*) (Vollhardt et al., 2008). Ces espèces de parasitoïdes pondent et se développent dans les larves des pucerons (Traugott et al., 2008). En Algérie, l'inventaire préliminaire révèle la présence de 156 associations tritrophiques plantes-pucerons-hyménoptères parasitoïdes. L'espèce *Lysiphlebus testaceipes* parasite 14 espèces de pucerons dont *Rhopalosiphum maidis* (Lamaari, et al., 2016).

L'ensemble des effets des huiles essentielles sur des insectes notamment les pucerons ont été étudiés principalement contre ceux appartenant aux ordres des Lépidoptères, Diptères, Coléoptères et des Hémiptères. Les effets seraient liés aux forts taux de terpénoïdes notamment les monoterpénoïdes et les sesquiterpènes. Ces composés peuvent perturber le fonctionnement du système nerveux des insectes, susceptibles d'entraîner plusieurs types de toxicité tels que l'hépatotoxicité, la dermatotoxicité (irritations des muqueuses, brûlures, phototoxicité), la neurotoxicité (dépression ou excitation du système nerveux central, convulsions) et la néphrotoxicité (Baker et al., 2023).

Chapitre III : Les huiles essentielles et les plantes

III.1. Les huiles essentielles

III.1.1 Historique

La littérature scientifique indique que de nombreuses plantes ont été utilisées depuis les temps très anciens à des fins thérapeutiques, cosmétiques ou religieuses. Elles ont été utilisées, d'abord, à l'état brut sous forme d'infusions ou de décoctions, puis brûlées ou mises à macérer dans des huiles végétales (Chabrier, 2010). En Australie, par exemple, 40.000 ans, av. è. c. (Avant l'Ère Commune ou Before Common Era ou BCE), les autochtones ont adopté la pratique de la fumigation des feuilles de l'arbre à thé, *Melaleuca alternifolia*, appartenant à la famille des Myrtacées et d'Eucalyptus pour traiter les pathologies respiratoires (Yegavian, 2021).

En Inde, vers 7 000 ans, av. è. c., des plantes aromatiques telles que le basilic (*Ocimum sanctum*), la cannelle, la coriandre, le gingembre, la myrthe et le santal ont été exploitées à des fins religieuses et thérapeutiques (massages, bains, etc...).

Vers la fin du IV^e millénaire, av. è. c., des documents conservés au Musée de Londres, mentionnaient l'utilisation des drogues comme l'opium, le Galbanum (gomme – résine, famille des Apiaceae), l'Ase fétide (résine de la famille des Apiaceae ressemblant au fenouil), la Mandragore (famille des solanacées) et la Jusquiame (famille des Solanacées). A la même époque, les Sumériens, en Basse Mésopotamie (Irak actuel), utilisaient le Myrte, le Chanvre, le Thym et le Saule en décoctions filtrées.

En Egypte, entre 3000 et 1000 ans, av. è. c., le thym a été exploité pour préparer des onguents (Noblecourt, 2006), et l'embaumement a été pratiqué, avec un mélange d'huiles aromatiques composé d'huile de cèdre, clou de girofle, cannelle, myrrhe (gomme résine), muscade et de basilic (Rao et al., 2006). En Chine, entre 2800 et 1200, av. è. c., le premier traité de médecine répertoriait environ cent plantes utilisables sous forme d'huiles essentielles (l'anis, la cannelle, le curcuma et le gingembre) et le livre des Odes (recueil de poèmes), révélait l'existence de cent remèdes à base de plantes et de médicaments.

Vers 1.000, av. è. c., en Perse, les premières distillations ont été révélées. Les Romains et les Grecs étaient de grands utilisateurs d'onguents et de parfums. Ils purifiaient et parfumaient l'air ambiant en brûlant des rameaux de thym. Les athlètes mâchaient du fenouil avant les jeux d'Olympe pour stimuler leur forme physique (Buchbauer, 2009).

Hippocrate (460 – 377 av. è. c.), médecin, en Grèce, son livre « des aphorismes », listait environ 230 plantes (la lavande, le romarin, la sarriette et l’hysope...). Aristote (384-322 av. è. c.), philosophe, inventoriait dans ses ouvrages plus de 500 plantes à des fins médicale. (Franchomme et *al.*, 2001).

Pendant la période de la civilisation Arabe notamment entre le X et XI ème siècle, Ibn Sina ou Avicenne (980- 1037), médecin et philosophe, auteur de l’encyclopédie « Canon de la médecine », élaborait une synthèse enrichie des connaissances médicales des plus éminents médecins grecs, indiens, persans et arabes. Il avait mis au point l’alambic (technique plus élaborée de la distillation) qui permettait l’extraction des huiles essentielles par distillation à l’eau. Il y extrait la première huile essentielle pure de fleur « Rosa centifolia » par macération des pétales au bain-marie et par décantation. Aujourd’hui, il est considéré, comme l’un des pères de l’aromathérapie (Von Langermann, 2007).

La pharmacopée du savant arabe Al-Biruni (973-1048) rendait compte d’une méthode de classification des végétaux, dans laquelle il indiquait le nom de chaque plante en arabe, en grec et en latin, facilitant ainsi leur identification botanique, et exposait également des propriétés médicinales. Cette classification a été repensée, sept siècles après, par le grand botaniste suédois Linné (1707-1778).

Durant la période du XVI et XVII ème siècle, Giovanni Baptista della Porta (1540-1615), auquel est associé le vase florentin, mentionnait les connaissances avancées des Arabes dans le domaine de la distillation.

La fin du XIXème siècle correspondait au progrès de la chimie et des avancées dans la détection, l’identification des constituants des huiles essentielles et leurs effets physiques, chimiques, biochimiques et physiologiques (Gattefossé, 1931). En 1964 Jean publiait des ouvrages de référence notamment « Aromathérapie : traitement des maladies par les essences des plantes ». Il créait également la Société Française de Phytothérapie et d’Aromathérapie.

Bouhdid et *al.*, (2006) ont révélé que le , biochimiste français Franchomme , fondait le premier laboratoire d’analyses du profil chimique des huiles essentielles, et inventait la notion fondamentale de "chémotype". Depuis, on ne cessait de relever des avancées scientifiques sur la composition et les propriétés des huiles essentielles grâce surtout aux nouvelles techniques d’extraction du XX et XXI ème siècle

III.1.2. Définition et localisation des huiles essentielles

Toutes les plantes ont potentiellement la capacité de produire des essences. L'essence est une substance aromatique naturelle que secrète la plante dans ses organes producteurs. L'huile essentielle est, selon la pharmacopée européenne, le produit de la distillation de l'essence végétale. L'huile essentielle est donc une « essence distillée ». On peut donc dire que l'huile essentielle est un mélange naturel complexe de métabolites secondaires volatils, isolés par hydrodistillation ou entraînement à la vapeur d'eau, pression mécanique ou expression à froid, (comme les agrumes) (Burt, 2004), dissolution dans des lipides ou enflourage, solvants, gaz supercritiques (Santoyo et *al.*, 2005) ou extraction assistée par ultrasons ou micro-ondes (Kimbaris et *al.*, 2006).

Les huiles essentielles n'existent quasiment que chez les végétaux supérieurs parmi lesquels les Lamiacées, les Astéracées, les Rutacées, les Cannelacées, les Lauracées, les Myrtacées et les Zingibéracées (Bruneton, 2009). Elle est obtenue à partir de feuilles, de graines, de bourgeons, de fleurs de brindilles, d'écorces, de bois, de racines, de tiges ou de fruits, mais également à partir de gommages qui s'écoulent du tronc des arbres (Burt, 2004).

III.1.3. Les propriétés physiques des huiles essentielles

Les essences et les huiles essentielles ont des propriétés physiques communes, qui peuvent varier en fonction de leur composition chimique (Deschepper et *al.*, 2017). Ce sont des liquides à température ambiante. Il existe cependant des exceptions (la myrrhe ou *Commiphora myrrha* ; bois de gaïac ou *Bulnesia sarmienti* ; cèdre de Virginie ou *Juniperus virginiana* L. et rose ou *Rosa damascena* ; badiane ou *Illicium verum* (Deschepper *al.*, 2017). Elles sont volatiles, entraînables à la vapeur et particulièrement odorantes, peu miscibles à l'eau, mais assez solubles dans les solvants organiques (Franchomme et *al.*, 2001).

Grâce à leur solubilité, les huiles essentielles diffusent rapidement au travers des épidermes et des cuticules. Elles ont un indice de réfraction (ou pouvoir rotatoire) élevé, caractéristique d'un bon indice de pureté, et la majorité d'entre elles dévient la lumière polarisée en étant dextrogyres ou lévogyres (Fernandez-Garcia et *al.*, 2012). Elles sont altérables et très sensibles à l'oxydation (Buchbauer et Baser, 2010). Leur couleur est très variable. La plupart d'entre elles ont une couleur jaune atténuée (Kaloustian et Hadij-Minaglou, 2012). La densité ou densité relative des huiles essentielles est très souvent inférieure à 1 (densité de l'eau) et varie en fonction de leur composition chimique.

Certaines huiles essentielles ont une densité très supérieure à l'eau, par exemple, celle de *Gaultheria procumbens* L., *Allium cepa* L ou oignon, les cannelles, écorce (1,022), le bouleau, le giroflier, le sassafras (Fernandez-Garcia et al., 2012).

III.1.4. L'origine des terpènes

Les terpènes représentent la famille biochimique la plus répandue des huiles essentielles. Les recherches ont mis en évidence deux grandes voies de biosynthèse à l'origine des terpènes (Hemmerlin et al., 2012). La production des précurseurs isopréniques IPP (isopentenyl pyrophosphate) et DMAPP (isomère de l'IPP, le diméthylallyl pyrophosphate), à l'origine des mono- et sesqui-terpènes chez les plantes, a permis de déceler la voie cytoplasmique, à partir du mévalonate ou voie du MVA (acide 3R-mévalonique) (Lynen, 1967). Puis, une autre voie, prenant place dans les plastides, est découverte, à partir du méthylérythritol 4-phosphate, ou voie du MEP (Rohmer et al., 1996).

Mendoza-Poudereux et al., (2015), et Robert et al., (2015) ont prouvé qu'il y a des exceptions entre les deux voies. Mais, en général, il est considéré que l'IPP et le DMAPP, produits par la voie plastidiale du MEP, sont à l'origine de la synthèse du GPP (géranyl diphosphate) et donc des monoterpènes, tandis que ceux produits par la voie cytosolique du MVA sont à l'origine du FPP (farnésyl diphosphate), et donc, de la synthèse des sesquiterpènes. La régulation de chacune des deux voies se fait au niveau d'une seule enzyme l'hydroxyméthylglutaryl-CoA réductase pour la voie du mévalonate, et la DOXP synthase pour la voie du désoxyxylulose phosphate (ou 1-désoxy-D-xylulose 5-phosphate, intermédiaire de la voie du méthylérythritol phosphate ou voie non mévalonique de biosynthèse des terpénoïdes).

La voie du mévalonate ou voie de l'acide mévalonique ou voie de biosynthèse de l'IPP s'effectue en trois étapes (Epstein et al., 1991). Trois molécules d'acétyl-CoA sont condensées sous l'action de l'acétyl-CoA thiolase. La molécule formée est transformée en 3-hydroxy-3-méthylglutarylcoenzyme A (HMG-CoA), qui subit lui-même une conversion pour devenir l'acide 3R-mévalonique (MVA) en deux étapes. Le MVA subit ensuite une phosphorylation en deux temps pour donner l'acide mévalonique-5-diphosphate (Fig. 15).

Ce dernier donne naissance à l'IPP après décarboxylation et déshydratation. Pour finir, l'action d'une isomérase aboutit à la formation du DMAPP. La formation de ces molécules phosphorylées est catalysée par des enzymes, appelées prényltransférases (Martinelli, 2020).

Les terpènes sont le résultat de liaisons d'unités hydrocarbonées composées de cinq carbones (C₅), et sont classés en fonction du nombre d'unités formant la molécule finale (hémiterpènes, monoterpènes, sesquiterpènes, diterpènes, triterpènes et tétraterpènes (Martinelli, 2020).

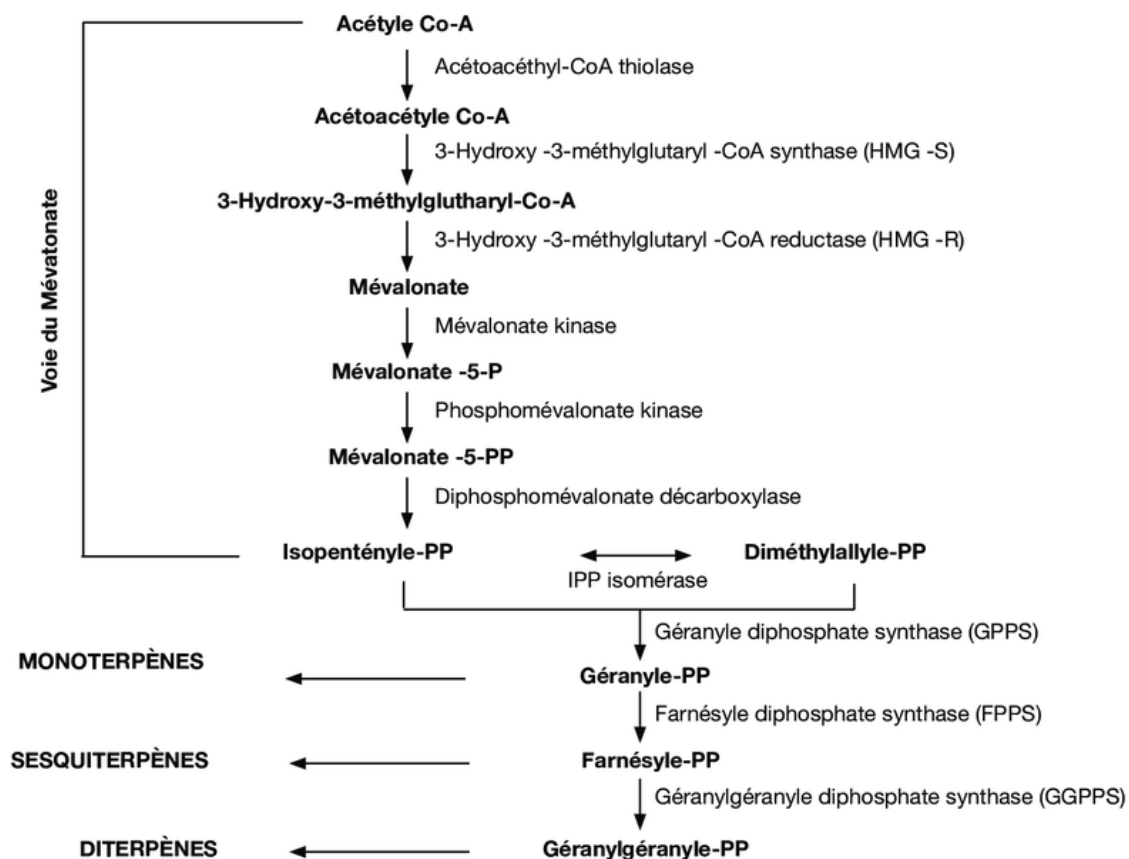


Figure 15 : Origine des terpènes par la voie de l'acide mévalonique (Pichersky et Raguso, 2018)

La diversité des mécanismes que les mono- et sesqui-terpène synthases (mTPS et sTPS) sont capables de réaliser est, en général, responsable de la diversité de composés produits à partir d'un même substrat (GPP ou FPP). Les terpènes sont sujets à des modifications secondaires telles que la réduction, l'oxydation, l'hydroxylation, la déshydrogénation, la méthylation, l'époxydation, l'estérification et la glycosylation, qui aboutissent à accroître la diversité des composés terpéniques. Les terpènes et leurs dérivés sont souvent regroupés sous le terme de terpénoïdes, et peuvent présenter des groupes fonctionnels variés. Pour Dudavera et *al.*, (2004), les terpénoïdes sont des dérivés oxydes des terpènes. En 2018, le nombre de terpènes caractérisés est à plus de 80 000 (Pichersky et Raguso, 2018).

III.1.5. La variabilité de la composition chimique

La composition chimique, la qualité et la quantité extraite d'une huile essentielle dépendent de plusieurs facteurs de variabilité qui sont d'origine intrinsèque et extrinsèque. Mais la composition chimique dépend principalement de la composition de l'essence produite par la plante ; celle-ci étant fonction de facteurs environnementaux et du patrimoine génétique de la plante (Buchbauer, 2009). Les facteurs les plus importants sont le climat, les conditions édaphiques, les pratiques culturales, la période de végétation et de récolte, la durée et les conditions de conservation ainsi que le procédé et la cinétique du processus d'extraction (Randrianarivelo, 2010).

III.1.6. La toxicité des huiles essentielles

La toxicité des huiles essentielles est directement liée à leur composition chimique. Les composés polyinsaturés étant plus toxiques que les autres (cétones, lactones, phénols...). En cas de surdose, les huiles essentielles sont susceptibles d'entraîner plusieurs types de toxicité tels que : l'hépatotoxicité, la dermatotoxicité (irritations, brûlures, hypersensibilité, phototoxicité et irritation des muqueuses exposées), la neurotoxicité (dépression ou excitation du système nerveux central, effets stupéfiants, convulsions), la néphrotoxicité, des anomalies congénitales (ou effets tératogènes) et des mutations génétiques (carcinogènes) (Attout, 2017).

III.1.7. Les activités biologiques des huiles essentielles

La diversité moléculaire confère aux huiles essentielles des propriétés biologiques diverses notamment de protection contre des acariens (Rim et Jee, 2006), et des vers et insectes (Sousa et *al.*, 2008 ; Deschepper *al.*, 2017) liées à leur structure biochimique, aux groupes fonctionnels de leurs composés principaux (alcools, phénols, composés terpéniques...) et à leurs actions synergiques (Gershenzon et Dudareva, 2007). Pour Hadacek et *al.*, (2011), les métabolites secondaires offrent, outre les insectes, un arsenal chimique de défense des plantes contre notamment les attaques des herbivores, des microorganismes, et remplissent des rôles écologiques très divers dans les chaînes alimentaires, entre plusieurs niveaux trophiques notamment dans la chimie de communication inter et intra espèce.

Les huiles essentielles cétones monoterpéniques, à salicylate de méthyle et à oxydes terpéniques sont susceptibles d'induire une neurotoxicité. Les huiles essentielles composées majoritairement d'alpha-pinène peuvent causer une irritation au niveau des néphrons (néphrotoxiques) ; celles qui sont riches en carvacrol, eugénol, thymol, cinnamaldéhyde et menthol, sont de nature hépatotoxique.

Enfin, les huiles essentielles contenant du méthyl eugénoï, du safrol, du méthylchavicol et de l'anéthol sont carcinogènes c'est-à-dire pouvant provoquer une altération de la division cellulaire ou de l'ADN, induisant des mutations génétiques. Mais, le métabolisme qui génère et maintient cette diversité biochimique, et les rôles remplis par les composés dissemblables en fonction des espèces végétales, restent encore largement inconnus (Krief, 2003).

III.1.8. Les techniques d'extraction des huiles essentielles

L'objectif d'une extraction de qualité est d'obtenir une huile essentielle la plus fidèle possible à l'essence d'origine. Les huiles essentielles sont obtenues avec des rendements très faibles, de l'ordre de 1%, ce qui en fait des substances fragiles. Ainsi, les différentes techniques d'extraction des huiles essentielles ou extraits aromatiques doivent tenir compte de ces caractéristiques. Dans la littérature, les terpénoïdes, sont connus pour être à la fois volatiles et thermolabiles, ce qui favorise les réactions d'oxydation et d'hydrolyse. Les monoterpènes (mono et bicycliques), les alcools monoterpéniques, les amino-acides soufrés et les oxydes sesquiterpéniques sont particulièrement sensibles (Attout, 2017).

Il existe plusieurs méthodes. Les plus utilisées sont la distillation par entraînement à la vapeur d'eau, l'hydrodistillation, l'expression mécanique à froid, l'extraction par solvants chimiques.

Les nouvelles technologies telles que les extractions par les fluides supercritiques ou par les micro-ondes sont mises à contribution afin de pouvoir obtenir des huiles essentielles et des extraits aromatiques d'origine végétale de meilleure qualité et dans des délais plus courts par rapport à celles dites traditionnelles (Attout, 2017).

III.1.8.1. L'entraînement à la vapeur d'eau

L'entraînement à la vapeur d'eau est une technique d'obtention des huiles essentielles qui ne met pas en contact direct l'eau et la matière végétale à traiter (Fig. 16). La matière végétale est située au-dessus d'une grille. Durant le passage de la vapeur à travers la matière, les cellules éclatent et libèrent l'huile essentielle qui est vaporisée sous l'action de la chaleur pour former un mélange « eau + huile essentielle ». L'absence de contact direct, entre l'eau et la matière végétale, et entre l'eau et les molécules aromatiques, évite certains phénomènes d'hydrolyse pouvant nuire à la qualité de l'huile. L'huile essentielle étant hydrophobe, et compte tenu de la différence de densité, il se retrouve au-dessus de l'eau. Cette méthode pose cependant un problème de rentabilité en raison des coûts élevés des installations (Attout, 2017).

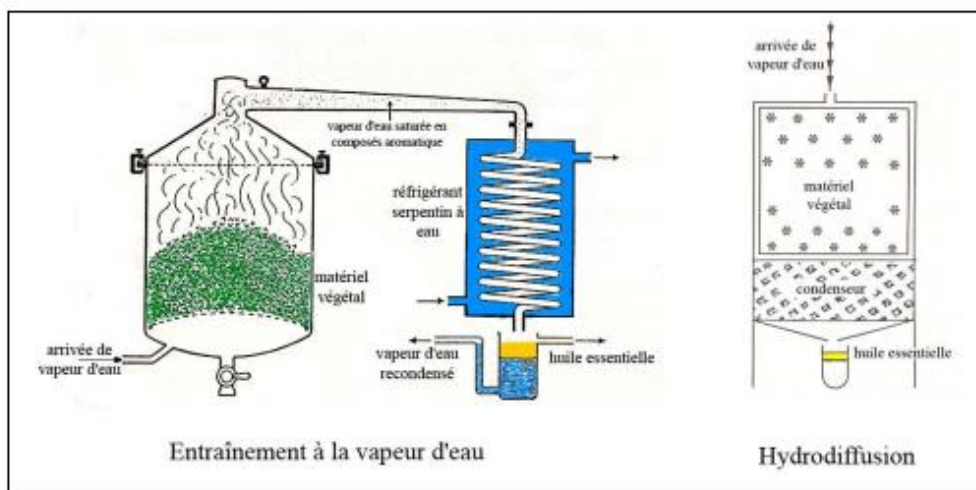


Figure 16 : L'entraînement à la vapeur d'eau (Attout, 2017)

III.1.8.2. La percolation ou hydrodiffusion

Dans cette méthode, le flux de vapeur n'est pas ascendant mais descendant dans l'alambic. Son principe réside dans l'utilisation de la pesanteur pour dégager et condenser le mélange « vapeur d'eau – huile essentielle », dispersé dans la matière végétale. Elle permet une économie d'énergie due à la réduction de la durée de la distillation (Ferhat et *al.*, 2007).

III.1.8.3. L'hydrodistillation

L'hydrodistillation est une méthode normée pour l'extraction d'une huile essentielle. Le principe consiste à mélanger l'eau et la matière première végétale dans un alambic ou à immerger la matière première végétale dans un bain d'eau. Le mélange est porté à ébullition sous pression atmosphérique (Fig. 17). La chaleur permet l'éclatement et la libération des molécules odorantes contenues dans les cellules végétales. Ces molécules aromatiques forment avec la vapeur d'eau, un mélange azéotropique « eau + huile essentielle ». Le mélange est ensuite refroidi et condensé dans un essencier ou vase florentin. L'eau et les molécules aromatiques du fait de leurs différences de densité, se séparent en une phase aqueuse et une phase organique : l'huile essentielle. Ce procédé d'extraction, simple et à faible coût, consomme plus d'énergie. C'est un procédé lent par rapport à celui de l'entraînement à la vapeur. La durée du procédé influe non seulement sur le rendement mais également sur la composition de l'extrait (Ferhat et *al.*, 2007).

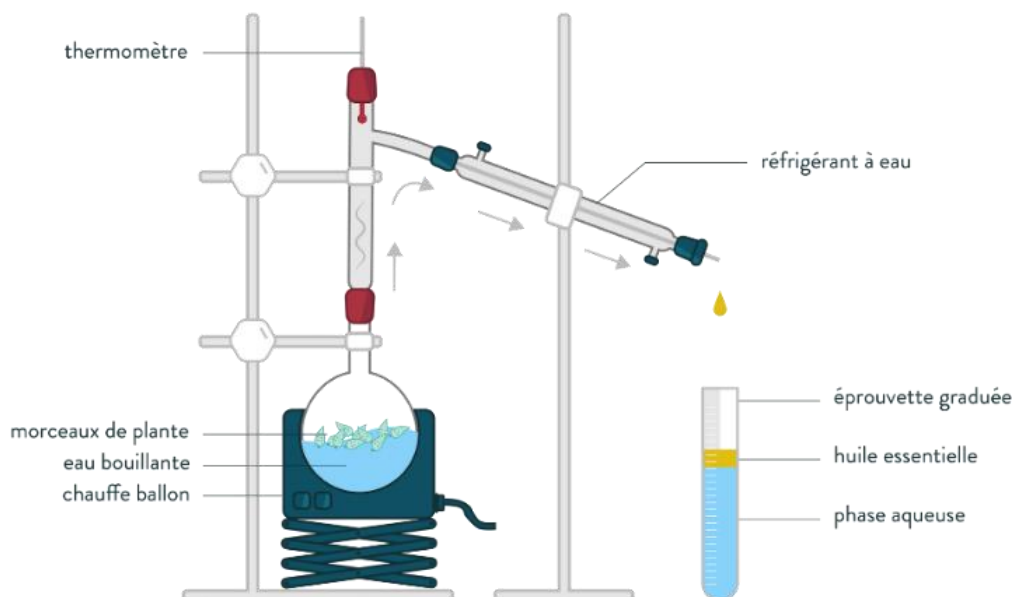


Figure 17 : Procédé d'extraction par hydrodistillation (SchoolMouv, 2020)

III.1.8.4. La distillation sèche

La masse végétale est disposée sur une plaque perforée, et de la vapeur d'eau y est injectée au travers de la matière végétale, sans ajout de solvants organiques, sous une température inférieure à 100°C, ce qui évite la dénaturation de certaines molécules thermosensibles. Les substances volatiles sont ensuite condensées et récupérées. Ce procédé permet d'obtenir une huile essentielle de grande qualité mais avec un rendement très faible (Attout, 2017).

III.1.8.5. L'expression mécanique à froid

Ce procédé mécanique simple et sans chauffage ne concerne que la production des huiles essentielles à partir des fruits des hespéridés ou de fruits d'agrumes (Fig. 18). Ce sont des produits fragiles en raison de leur composition en terpènes et aldéhydes. À l'aide de presses, le principe consiste à broyer les poches sécrétrices d'essences ; celles-ci sont isolées par décantation. L'huile essentielle, libérée et entraînée par un courant d'eau, et ensuite, récupérée (Kimball, 1999). Cette méthode permet de limiter l'oxydation en conservant les antioxydants naturels présents dans la fraction non volatile de l'essence (Ferhat et *al.*, 2007).

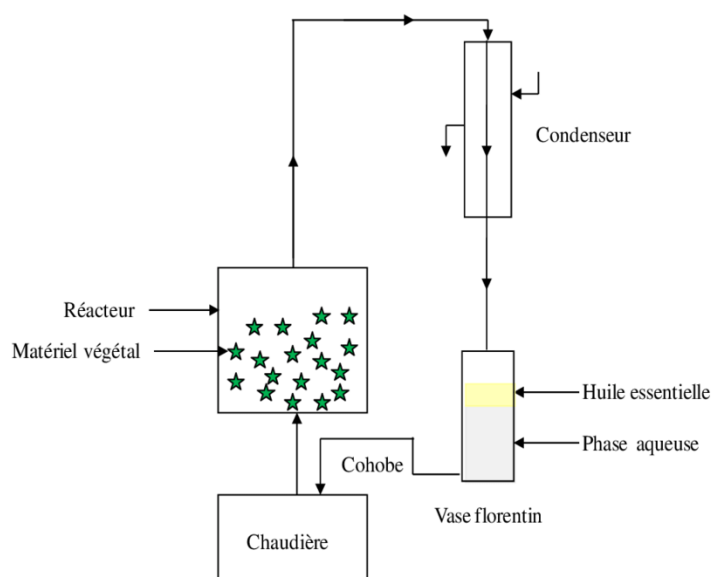


Figure 18 : Procédé d'expression mécanique à froid (Attout, 2017)

III.1.8.6. L'enfleurage

Cette technique, réalisée à froid ou à chaud, est basée sur la capacité des corps gras à se charger en huile essentielle. La graisse est étalée sur une surface plate, et les fleurs sont déposées une à une, et à la main à sa surface. Par son grand pouvoir d'absorption, la graisse fixe le parfum. La préparation ou matière grasse ou « pommade » est ensuite lavée avec de l'alcool afin de séparer les huiles essentielles de la graisse. Après évaporation de l'alcool, on obtient l'absolue. Cette technique est utilisée surtout dans le domaine de la parfumerie (Besombes, 2008).

III.1.8.7. L'extraction au CO₂ supercritique

Au-delà des valeurs critiques (température et pression), la substance n'existe plus en tant que liquide ou gaz, mais plutôt sous forme d'une seule phase, le fluide supercritique (Fig. 19). Le dioxyde de carbone est le plus utilisé pour ses multiples avantages principalement l'atteinte facile de sa température critique relativement basse (31°C) et sa pression critique (74 bars) (Reverchon et De Marco, 2006), et l'évitement de la thermodestruction et des risques d'hydrolyse et d'isomérisation des produits (Danielski et *al.*, 2007). L'apolarité du CO₂ limite l'extraction des composés polaires. L'addition au CO₂ de cosolvants permet de modifier la polarité du mélange et rend possible l'extraction de métabolites secondaires polaires (Segneau et *al.*, 2013).

Ce procédé moderne consiste donc à faire éclater les poches à essences des végétaux en faisant passer le courant de CO₂ supercritique, aux conditions de température et de pression souhaitées (Shi et *al.*, 2009), pour accroître les rendements d'extraction ou la sélectivité, au travers de la matière première végétale dont elle tire et volatilise les molécules aromatiques. Le mélange passe ensuite dans un séparateur. Le CO₂ est soit éliminé, soit recyclé. L'extrait se condense et est récupéré (San Martin et *al.*, 2023).

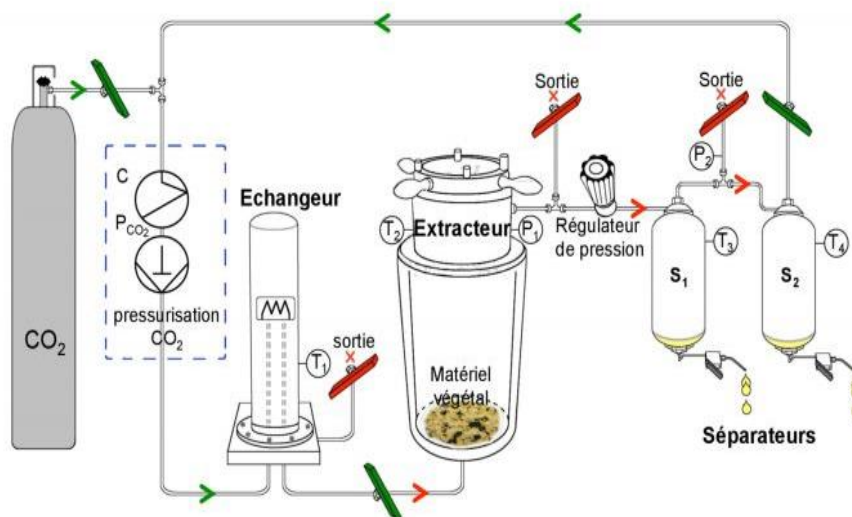


Figure 19 : Procédé d'extraction par fluide supercritique (San Martin et *al.*, 2023)

III.1.8.8. L'extraction par solvants

La technique d'extraction consiste à placer dans un extracteur un solvant volatil (non aqueux) et la matière végétale (Fig. 20). Parmi les solvants les plus utilisés, on recense : le méthanol, l'éthanol, l'éther de pétrole ou encore le dichlorométhane. Après des lavages successifs, le solvant va se charger en molécules aromatiques, avant d'être envoyé au concentrateur pour y être distillé à pression atmosphérique, afin d'obtenir un produit appelé « concrète », s'il s'agit de fleurs, ou « résinoïdes » s'il s'agit de plantes sèches (Chemat et *vian*, 2014).

Ce produit est ensuite lavé avec de l'alcool puis filtré. Après élimination de l'alcool par évaporation, on obtient « l'absolu » contenant encore des traces du solvant toxique utilisé. Cette toxicité du solvant réduit les champs d'application des extraits obtenus notamment dans les domaines pharmaceutiques et agroalimentaires. Les avantages résident dans l'obtention de rendements plus élevés par rapport à la distillation, et l'évitement de l'action hydrolysante de l'eau ou de la vapeur d'eau (Chemat et *vian*, 2014).

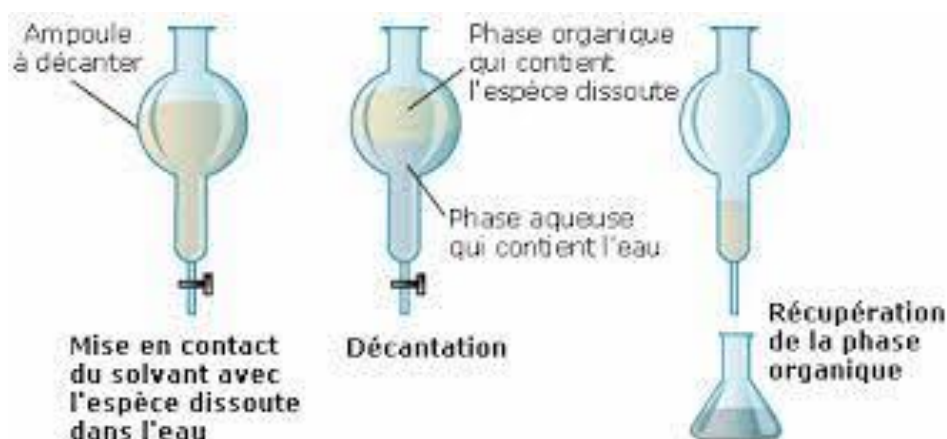


Figure 20 : Technique d'extraction par solvants (Chemat et Vian, 2014)

III.1.8.9. L'extraction assistée par micro-ondes

L'efficacité du procédé d'extraction assistée par les micro-ondes dépend de la fréquence et de l'amplitude des ultrasons et des solvants utilisés pour extraire des composés organiques ou inorganiques (Rezic et *al.*, 2008). Le procédé consiste à immerger la matière végétale dans l'eau ou le solvant (méthanol pour extraire des composés polaires ou hexane pour des composés apolaires) ; puis elle est soumise à l'action des ultrasons à basses fréquences (20 KHz à 10 Mhz) (Chemat et Vian, 2014) (Fig. 21).

Les ondes sonores induisent des vibrations mécaniques conduisant au phénomène de cavitation (Chenni et *al.*, 2016), et de décompression (création des bulles de cavitation) (Combette et *al.*, 2001). L'implosion des bulles de cavitation brisent les parois cellulaires facilitant l'extraction de molécules. Le contenu intracellulaire dans la solution peut ainsi être capté par le solvant avec lequel les métabolites possèdent des affinités (Veillet, 2010).

Ces procédés d'extraction sont utilisés pour un grand nombre de matrices solides ou liquides telles que les végétaux, les tissus animaux, les sols, les cosmétiques ou les eaux polluées. Ils sont économes en énergie, en temps et en investissement (Jahurul et *al.*, 2013), et garantissent la préservation des molécules thermolabiles avec une température basse dans le milieu (Chemat et Vian, 2014).

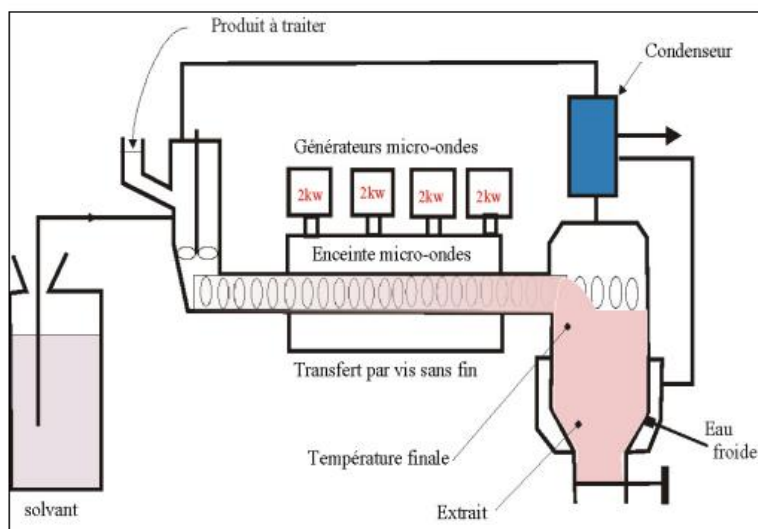


Figure 21 : Extraction assistée par les micro-ondes (Jahurul et *al.*, 2013)

III.1.9. Les techniques d'analyses par chromatographie

Les différents types de chromatographie sont classés selon la nature des phases mobiles stationnaires. La combinaison de ces phases conduit à plusieurs techniques chromatographiques pour la séparation, l'identification des constituants des exsudats des plantes (chromatographie liquide-solide (LSC), liquide-liquide (LLC), gaz-solide (GSC ou GC), gaz-liquide (GLC ou GC) et la supercritique (SFC) (Legendre, 2010).

Ces techniques chromatographiques sont aussi classées selon le procédé utilisé (colonne, papier, couche mince...) et selon les paramètres physico-chimiques responsables des principes de séparation (polarité et/ou l'hydrophobicité ; polarité de phase normale ou inversée, charge électrique ou échange d'ions, taille et forme) (Legendre, 2010).

Parmi toutes les techniques d'ionisation, l'impact électronique (IE) et l'ionisation chimique (IC) sont les plus couramment employés dans le couplage CPG/SM ou chromatographie en phase gazeuse couplée à un spectromètre de masse (Fig. 22). C'est une méthode d'analyse qui combine les performances de la chromatographie en phase gazeuse et de la spectrométrie de masse afin d'identifier et de quantifier de nombreuses substances (De Porter et Fosse, 2014).

La séparation se fait en fonction de l'affinité des composés volatiles pour chacune des deux phases. Les deux phases non miscibles sont en contact, l'une, dite stationnaire, se trouve dans la colonne, et l'autre, dite mobile, se déplace au contact de la première (De Porter et Fosse, 2014). La séparation est basée sur l'entraînement différentiel des constituants dans la colonne.

Chaque constituant parcourt la colonne avec des temps proportionnels à ses propriétés intrinsèques (taille, structure...) dans la phase mobile. Le détecteur mesure en continu, à l'extrémité de la colonne, la quantité de chacun des constituants séparés. Ces ions sont ensuite séparés dans l'analyseur sur la base de leur rapport masse/charge (m/z), puis, le détecteur mesure la quantité du rapport m/z , et les données sont ensuite transposées en un spectre de masse ou graphique (De Porter et Fosse, 2014).

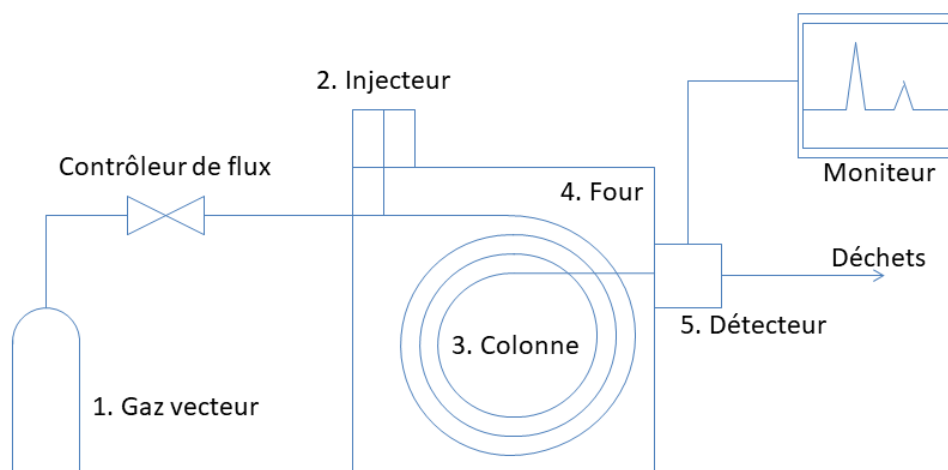


Figure 22 : La chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (De Porter et Fosse, 2014)

Dans le cas de la technique CPG/SM, celle-ci permet conjointement d'identifier un composé en comparant, d'une part, son spectre à ceux contenus dans des bibliothèques de spectres informatisées Wiley, NIST et Adams, et d'autre part, son indice de rétention (ou indices de Kovats) calculé sur deux colonnes de polarité différente en CPG (Adio et *al.*, 2004). Les résultats apparaissent sur le chromatogramme sous forme de pics sur lequel sont données toutes les informations nécessaires à l'analyse qualitative et quantitative (Legendre, 2010).

Ces résultats sont considérés comme des estimations, basées sur les pourcentages relatifs des aires des pics des constituants (Legendre, 2010). Pour trouver une solution au problème, Vernin et *al.*, (1988) et Cavaleiro et *al.*, (2001) ont développé un logiciel permettant de combiner les résultats de la spectrométrie de masse avec les valeurs des indices de rétention sur colonne apolaire et polaire. Il est ainsi indiqué d'employer la méthode d'étalonnage nécessitant l'injection d'une solution de référence contenant chacun des constituants à une concentration connue (Legendre, 2010).

III.2. Les plantes

III.2.1. *Foeniculum vulgare*

III.2.1.1. Origine et répartition géographique

L'aire d'origine de *Foeniculum vulgare* Mill., communément appelée « fenouil sauvage », « fenouil amer », « fenouil commun » ou « fenouil officinal » (Fig. 23), plante médicinale, aromatique, vivace, très envahissant, présent dans presque toutes les régions aux climats tempérés, mais surtout dans l'hémisphère Nord, serait à rechercher à l'ouest de la Méditerranée, au Portugal et sur la côte Nord-ouest africaine (Rather et al., 2012).

En Algérie, les analyses des restes de végétaux dénombrés d'angiospermes et de gymnospermes des fouilles de 1963 à 1968 dans le gisement de Medjez II, à El Eulma, Sétif, prouvent l'existence de la plante fenouil, au cours du VI^e et début du VII^e millénaire (Camps-Fabrer, 1975). *Foeniculum vulgare* Mill est très cultivé comme plante ornementale ou pour l'utilisation des feuilles comme condiment.

Il est retrouvé dans les terrains vagues, sur le bord des routes, à proximité de la mer à basse altitude. *Foeniculum vulgare*, est divisé en deux sous-espèces : ssp. *piperitum* et ssp. *vulgare* (Badoc et al., 1998). La sous espèce *vulgare* comprend trois variétés : var. *vulgare* (fenouil sauvage), var. *dulce* (fenouil doux) et var. *azoricum* (fenouil bulbeux) (Reduron, 2007).

Selon Napoli et al., (2010), *F. vulgare* existe sous la forme de deux sous-espèces : *F. vulgare* ssp. *vulgare* et *F. vulgare* ssp. *Piperitum* se distinguant par leur composition chimique. Mais pour de nombreux scientifiques, la variabilité morphologique de *F. vulgare* est souvent associée à l'influence de la localisation géographique, à des facteurs pédoclimatiques et à la diversité chimique des molécules actives (Khammassi et al., 2022). Pour d'autres, la classification ne fait simplement état que d'un polymorphisme morphologique entre les populations (Cosge et al., 2008).

Roby et al., (2013), indiquent que la composition chimique des huiles essentielles de fenouil s'explique par la diversité des climats, du stade de maturité ainsi que du métabolisme d'adaptation des plantes. Quoiqu'il en soit, la détermination de la composition chimique des huiles essentielles est une donnée décisive pour différencier les populations de fenouil (Khammassi et al., 2018 ; Khammassi et al., 2022).

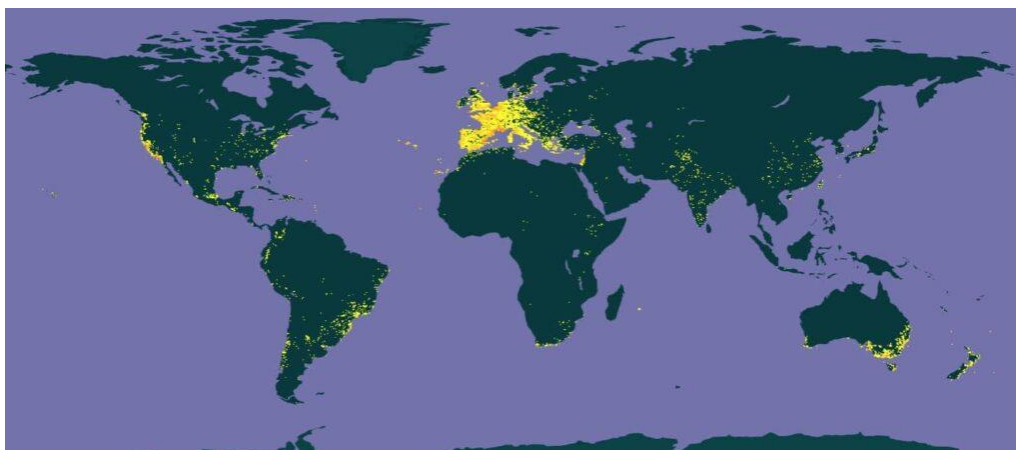


Figure 23 : Distribution de *Foeniculum vulgare* dans le monde (He et Huang, 2011).

III.2.1.2. La description botanique

La famille des Apiacées, anciennement appelées Umbellifères, comprend environ 3.000 espèces, facile à reconnaître grâce à son inflorescence en ombelles. Les fleurs sont groupées en ombelles simples et le plus souvent, en ombelles composées. Mais, les espèces de cette famille sont assez difficiles à différencier les unes des autres. *Foeniculum vulgare* est une plante herbacée, aromatique au froissement, de 2,5 mètres de hauteur au maximum et aux longues racines fuselées. La tige est dressée, cylindrique, striée, ramifiée à la partie supérieure et remplie d'une moelle spongieuse. Elle porte des feuilles alternes, duveteuses et pétiolées à la base (Stefanini et *al.*, 2006).

Le pétiole est pourvu d'une gaine, et est moins développé par rapport au *Foeniculum vulgare*. var dulce. Les feuilles supérieures sont sessiles, glabres et très allongées, à limbe pennatiséqué, découpé en lanières filiformes. Elles fleurissent toutes à un même niveau au bout de chaque pédicelle. Chaque pédicelle ou rayon est en principe soudé par une bractée dont seules les plus externes peuvent former l'involucre. Les fleurs sont produites dans les ombelles dont chaque section contient plusieurs fleurs sur de courts pédicules. Les fleurs centrales de l'ombelle sont bisexuées, réservées à la reproduction, et celles se trouvant à la périphérie sont mâles et stériles servant d'attraction pour les insectes pollinisateurs. La fleur a toujours la même formule florale : $5S + 5P + 5E + 2C$ (Stefanini et *al.*, 2006).

Le calice est constitué de cinq sépales rudimentaires (5S). La corolle est constituée de cinq pétales symétriques (5P). L'organe sexuel mâle ou androcée est composé de cinq étamines (5E) alternant avec les pétales.

L'organe sexuel femelle (ou gynécée) est composé de deux carpelles (2C) antéro-postérieurs soudés à la coupe florale, et forment un ovaire infère (en dessous) (Stefanini et *al.*, 2006).

Chaque loge contient un seul ovule bien développé (Reduron, 2007). Après fécondation, l'ovaire infère devient un diakène (fruit) formé de deux méricarpes plus petits, de couleur plus foncée, brune à verdâtre. Les deux loges restent longtemps soudées, puis se séparent en deux akènes, soit directement de haut en bas, soit en deux temps, par l'intermédiaire d'une colonne centrale (Rather et *al.*, 2012).

III.2.1.3. La systématique

La classification APG 2003 s'appuie sur des caractères phylogénétiques. Ainsi, l'espèce appartient à :

L'embranchement	Spermatophytes
Sous embranchement	Angiospermes
Classe	Astéridées
Sous classe	Euastéridées
Ordre	Apiales
Famille	Apiacées
Genre	<i>Foeniculum</i>
Espèce	<i>Foeniculum vulgare</i>

III.2.1.4. La composition chimique

Les monoterpènes sont les constituants les plus importants des huiles essentielles. Dans les différentes parties de la plante, il y a de nombreux composants dans les huiles essentielles de *F. vulgare*, dont les plus importants sont le trans-anéthole, le fenchone, le limonène, l' α -pinène et l'estragole. Plusieurs travaux d'études montrent que l'anéthol est le composé majoritaire de l'huile essentielle des parties aériennes ou des fruits de *F. vulgare* (Paloma, 2012), tandis que dans d'autres études, l'estragole est reconnu comme le composé principal (Martati et Akmalina, 2018).

Les composés terpéniques détectés dans l'huile de graines de *F. vulgare*, de la région de Sétif, Algérie, sont représentés par les phénylpropanoïdes (anéthole, estragole...), les hydrocarbures mono-terpéniques et sesquiterpènes (fenchone, sabinène, α -phellandrène, α -pinène, limonène, b- myrcène, ...) (Zoubiri et *al.*, 2014).

Cependant, des composés métabolites minoritaires, dans l'huile de graines de *F. vulgare*, en Turquie, Serbie, Inde et Chine comme b-pinène ; 1,8-cinéol (Damjanovic et al., 2005) ; b-ocimène (Telci et al., 2009) ; c-terpinène (Damjanovic et al., 2005) ; linalol ; aniskétone (Akgul et Bayrak, 1988) et le 4-méthoxy-benzaldéhyde (Diao et al., 2014) ne sont pas détectés dans l'huile de graines de *F. vulgare*, de la région de Sétif, Algérie (Zoubiri et al., 2014). Par conséquent, la teneur en essence des différentes parties de la plante sauvage est liée à son origine, aux conditions environnementales, de culture et de récolte, d'extraction et d'analyses (Khammassi et al., 2022).

III.2.1.5. Les utilisations et les activités biologiques

Les huiles essentielles aromatiques de *F. vulgare* jouent un rôle important dans les produits pharmaceutiques, les additifs alimentaires, les cosmétiques et la parfumerie (Lazouni et al., 2007). Les propriétés biologiques des extraits de fenouil de différentes régions du monde sont nombreuses (Abdellaoui et al., 2020) notamment antioxydantes, antispasmodiques, anti inflammatoires, antibactériennes et antifongiques (Bassyouni et al., 2018 ; Chen et al., 2020), antivirales (He et Huang, 2011), antiparasitaires, anti-diarrhéiques, antipyrétiques (Stefanini et al., 2006 ; Kothe, 2008), insecticides et larvicides (Pavela et Benelli, 2016).

Enfin, l'huile essentielle de fenouil peut entraîner une dépression du système nerveux central à type d'hypnotique de par sa concentration en trans-anéthole. L'isomère cis de l'anéthole est neurotoxique. Les molécules convulsivantes, au premier rang, les cétones (fenchone), présentent des risques de neurotoxicité (Solène, 2012).

III.2.2. *Myrtus communis* L.

III.2.2.1. Origine et répartition géographique

Le myrte commun (*Myrtus communis* L.) est une plante aromatique, médicinale, annuelle, appartenant à la famille des Myrtacées qui compte environ 5600 espèces subdivisées en 144 genres et 17 tribus (Wilson et al., 2005 ; Migliore, 2011). Sur le plan phylogéographique, le genre *Myrtus* (Fig. 24) est présent en Méditerranée depuis la transition oligocène et Miocène (entre - 34 et - 23 Ma).

Le genre *Myrtus* aurait divergé durant la transition Miocène/ pliocène (entre -5,3 et - 1,6 Ma) caractérisée par la fermeture du détroit de Gibraltar (baisse du niveau de la mer Méditerranéenne) et le Pléistocène (entre - 1,6 Ma et - 11 700 ans) marquée par l'apparition

progressive du climat tempéré chaud (ou climat méditerranéen) et des cycles intenses de glaciation (Franceschini et al., 2016).

Les recherches sur la diversité du genre *Myrtus* ont permis donc d'identifier deux taxons *Myrtus communis* L, et *Myrtus nivellei*. *Myrtus communis* L. est disséminé en Europe du Sud-ouest, Sud et Sud-est. Il se trouve également à l'Ouest de l'Afrique, en Macaronésie dans l'océan Atlantique (îles des Canaries de l'Espagne ; Archipels des Açores et de Madère du Portugal, et les îles du Cap-Vert), en Asie occidentale (Iran, Turquie, Afghanistan, Turkménistan, Ouzbékistan, Kazakhstan, Kirghizistan, Tadjikistan...). En Afrique septentrionale il se trouve notamment en Algérie dans l'Atlas tellien, les régions côtières (Hennia et al., 2016). Cette espèce existe également en Amérique du sud, au Nord-ouest de l'Himalaya, en Australie et au Nord-ouest de l'Inde (Migliore et al., 2012 ; Wahid, 2013).

Le myrte de Nivelles ou *Myrtus nivellei* (entre -1,36 et -1,14 Ma) est une espèce de plantes à fleurs, endémique du Sahara central, (Massif du Hoggar, Tassili N'Ajjer, Tassili N'Immidir et Tefedest, et Massif du Tibesti au Tchad), associée à une végétation relictuelle au niveau des oueds (Migliore, 2011).



Figure 24 : Aire de distribution du genre *Myrtus* (Migliore, 2011)

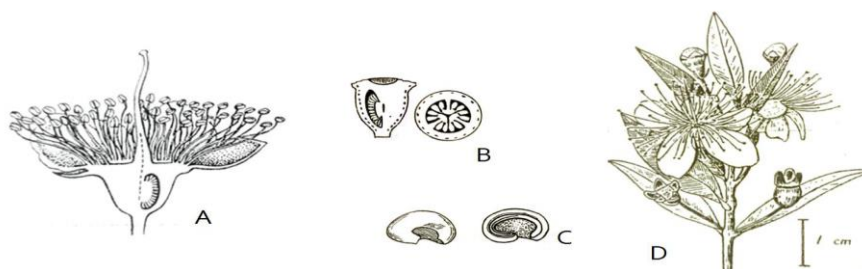
III.2.2.2. La description botanique de *Myrtus communis* L.

Le myrte commun est un arbrisseau de 1 à 3 mètres de haut, diploïde, ($2n = 2x = 22$), à feuilles persistantes de 2 cm de long et 1 cm de large, ovales, lancéolées, persistantes, coriaces, luisantes, glabres, opposées et subsessiles. Elles sont munies d'un pétiole très court. Chaque feuille possède des cavités sécrétoires ou petites glandes translucides à huiles essentielles

(Barboni et *al.*, 2010). Sa durée moyenne de vie est de 300 ans. Sa tige est ligneuse, plus ou moins régulière, de couleur vert foncé tout au long de l'année.

Son écorce rousse (ou cellules de protection) répand un parfum, à odeur très forte (Rameau., et *al.*, 2008). Le rhytidome (ou tissu cellulaire externe) est mince, écailleux et caduc. Les fleurs de moins de 3 cm de diamètre, sont hermaphrodites et actinomorphes. Les pédicelles sont longs, minces, avec deux petites bractéoles caduques. Le calice et la corolle sont pentamères (Franceschini, 2016).

Les pétales sont concaves et les étamines sont abondantes. Surmonté d'un très long style, l'ovaire est syncarpe inférieur (ovaires charnus et soudés) avec une placentation axile c'est-à-dire que l'ovaire comporte plusieurs loges, autant que de carpelles. Le pistil est constitué de deux ou trois carpelles soudés (Fig. 25).



Figures 25 : Les différents organes de *Myrtus communis* L. (Franceschini, 2016)

A : fleur en coupe ; B coupe de l'ovaire transversale à droite et longitudinale à gauche ; C graine et coupe longitudinale ; D rameau fleuri

En conséquence, la formule florale de *Myrtus communis* L. est la suivante : 5 sépales, 5 pétales, plus d'étamines et 3 carpelles ou $5S + 5P + nE + 3C$ (Fig. 26) (Franceschini, 2016).

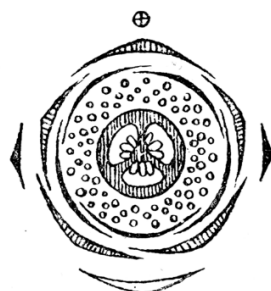


Figure 26 : Diagramme floral (Benutzer,2006)

Les organes floraux (sépales, pétales, étamines, réceptacle, ovaire et style) de *Myrtus communis* L. sont extrêmement riches en structures de sécrétion d'huile essentielle. Ces structures sécrétoires sont abondantes aussi sur la surface supérieure de l'ovaire.

La floraison débute en été (à partir de la mi-juin jusqu'au mois d'août) en formant des fleurs blanches ou tachées de rose, très odorantes et solitaires. Les fleurs sont isolées à l'aisselle des feuilles et portées par de longs pédoncules (Migliore, 2011). Le fruit de *Myrtus communis* L. est une baie ovale. Le fruit est d'abord de couleur vert pâle, puis devient rouge foncé et finalement devient indigo foncé (entre bleu et violet) à pleine maturité au mois de novembre. La baie est surmontée par le calice, et qui est pourvu d'un long pédicelle. Les graines sont de tailles et de formes différentes, réniformes, couleur blanc cassé et de saveur résineuse (Boullard, 1988). Le fruit est de saveur âpre et résineuse (Migliore, 2011).

III.2.2.3. Les exigences de *Myrtus communis* L.

La plante *Myrtus communis* L. a besoin de beaucoup de lumière, d'un sol riche en nutriments, bien drainé et des pH neutres et alcalins. Elle supporte une certaine tolérance au sel (Tattini et al., 2006), ne supporte pas les sols humides et résistante au stress hydrique (Benjelloun et al., 2013). La plante s'acclimate facilement aux températures élevées et résiste aux températures minimales allant de -5 à -10°C (Franceschini, 2016). Toutes les parties de la plante (feuilles, fruits, fleurs, racines, huile essentielle) sont des sources importantes de composés phytochimiques (Benallou et Tafret, 2018).

III.2.2.4. La systématique

La classification phylogénétique APGIII (2009), établie par le groupe Angiosperms Phylogeny Group et, les travaux récents de Soltis et al., (2011) classent la famille des Myrtaceae au sein des clades suivants :

L'embranchement	Magnoliophyta
Sous embranchement	Magnoliophytina
Classe	Dicotyledonae
Sous classe	Rosidae
Ordre	Myrtales
Famille	Myrtaceae
Genre	<i>Myrtus</i>
Espèce	<i>Myrtus communis</i> L.

III.2.2.5. La composition chimique

La composition chimique de l'huile essentielle de *Myrtus communis* L. varie principalement selon l'origine, l'organe concerné, le stade végétatif, les conditions pédoclimatiques, les facteurs génétiques, et les méthodes d'extraction utilisées. La plupart des composés appartiennent à la famille monoterpénique. Les sesquiterpènes et les phénylpropanoïdes sont également représentés, mais à très faibles teneurs ou à l'état de traces. Les composés principaux identifiés de l'huile essentielle de feuilles de *Myrtus communis* L. sont 1,8- cinéole, l' α -pinène, le limonène, le linalol, l'acétate de myrtényle et l'acétate de linalyle. (Aboutabl et al., 2011)

L' α -pinène et le 1,8-cinéole sont deux composants majeurs signalés dans presque tous les échantillons d'huiles essentielles ; ils contribuent à l'odeur caractéristique de l'huile essentielle de myrte. Divers composés ont également été signalés tels que l'estragole, bergamotène, E-caryophyllène, α -terpinolène, linalyl acétate, α -terpényl acétate, β -linalool , p-menth-1-énol , néryl acétate, géranyl acétate, acétate de linalyle, trans-myrtanol acétate, p-cymène , δ -3-carène, camphène, Beta-Pinène, Géraniol, β Caryophyllène, oxyde de Caryophyllène, nérol, l'isobutyrate d'isobutyle, di-one 3,3,5,5,8,8 hexaméthyl-7-oxabicyclo(4.3.0)non-1(6)-ène-2,4-dione (Aboutabl et al., 2011 ; Khan et al., 2014).

En Algérie, les composés majoritaires de l'huile essentielle du Myrte commun sont 1,8-cinéole, limonène, α -pinène, et, parfois le cis-géraniol (Bouzabata et al., 2015 ; Hennia et al., 2016).

III.2.2.6. Les activités biologiques

Le myrte commun est largement utilisé dans les industries pharmaceutiques notamment pour son activité anti-hyperglycémique (Sepici et al., 2004), analgésique et anti-inflammatoires (Malekuti et al., 2019). Les extraits de myrte commun et les huiles essentielles exercent des activités antibactériennes en affectant la perméabilité des parois cellulaires bactériennes (Erio et al., 2014) ou en inhibant la croissance de nombreuses souches (Hennia et al., 2016). L'huile essentielle de *Myrtus communis* L. exerce également des activités antifongiques (Kordali et al., 2016) et virales (Moradi et al., 2024).

En Algérie, les parties aériennes de *Myrtus communis* L. sont utilisées sous forme d'infusion ou de décoction pour le traitement de l'hypertension et du diabète (Boudjelal et al., 2013).

Les fruits consommés naturellement ou en infusion, constituent un remède contre la dysenterie, l'entérite et les hémorragies (Baba-Aissa, 1991).

Les écorces des tiges fines et les jeunes feuilles sont utilisées en tant qu'agents antiseptiques (cicatrisation...) et, sont utilisées aussi en cas de soins contre les maladies urinaires (Baytop, 1999).

L'huile essentielle des feuilles de *Myrtus communis* L. est utilisée également en tant qu'insecticide contre des insectes tels que *Ephestia kuehniella*, *Plodia interpunctella*, *Acanthoscelides obtectus* (Ayvaz et al., 2010), *Tribolium confusum* et *Callosobruchus maculatus* (Khani et Basavand, 2012), des larves de *Aedes albopictus* des produits stockés (Conti et al., 2010), *Trogoderma granarium* (Tayoub et al., 2012) et sur les adultes et les œufs de *Tetranychus cinnabarinus* (Topuz et al., 2007). L'huile essentielle des feuilles et des fleurs de *Myrtus communis* L. exerce des activités toxiques contre les larves de *Culex pipiens molestus* (Traboulsi et al., 2002).

Enfin, différentes parties de la plante trouvent également diverses utilisations dans les industries alimentaires (confitures gelées, etc ...) (Couplan, 2009), cosmétiques (Aydm et Ozcan, 2007) et industriels (cannes en bois, manches d'outils, meubles...) (Traboulsi et al., 2002).

Chapitre IV : Matériel et méthodes

Les objectifs de nos travaux de recherche comprennent, l'identification du matériel végétal et animal, l'évaluation dans les conditions de plein champ et de laboratoire de l'activité insecticide des huiles essentielles à base de feuilles de *Myrtus communis* et de *Foeniculum vulgare* sur l'espèce de puceron *Rhopalosiphum maidis*, évoluant sur la culture du maïs à Oran, à l'Ouest, et à El Meniaa, au Sud de l'Algérie, et à l'identification des composés moléculaires des huiles essentielles des plantes susmentionnées.

L'étude de l'activité insecticide s'est déroulée selon les différentes phases décrites ci-dessous en figure 27.

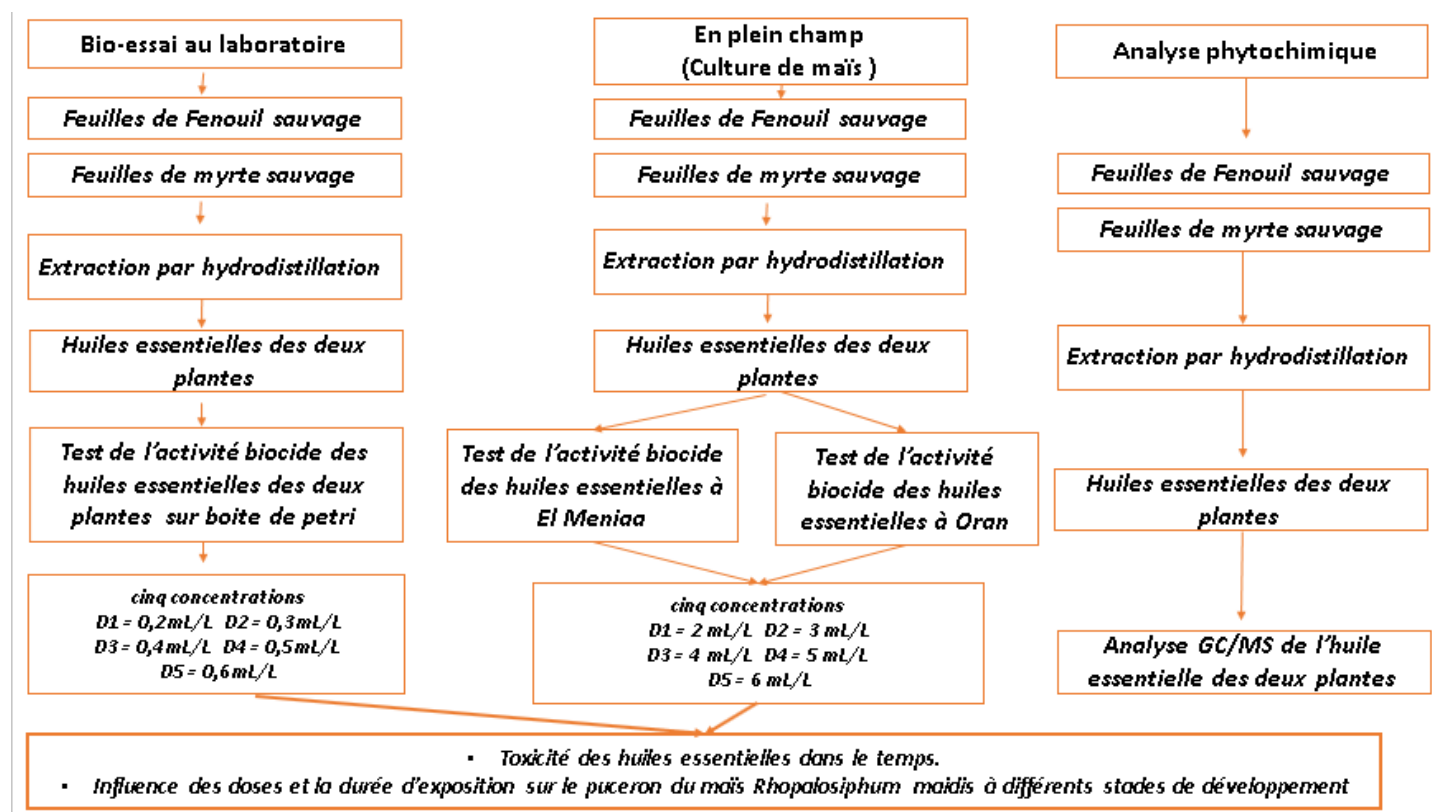


Figure 27 : Schéma directeur de l'étude (Original, 2020)

IV. Les région d'études

IV.1. Présentation des régions d'études

IV.1.1. Localisation géographique des régions d'Oran et d'El Meniaa

IV.1.1.1. La région d'Oran

Les études d'évaluation insecticide ont été réalisées dans deux zones d'études à Oran, à l'Ouest, et El Meniaa, au Sud de l'Algérie, aux conditions environnementales très différentes. Administrativement, Oran occupe une superficie de 2114 Km², de coordonnées géographiques, latitude 35° 42' 10" Nord et longitude 0° 38' 57" Est, et est divisée en neuf Daïras sur lesquelles se répartissent vingt-six communes. Elle est située en zone côtière, à 432 kilomètres de la capitale Alger, et est comprise entre la baie des Andalouses, à l'Ouest, et les golfes d'Oran (partie centrale) et d'Arzew (situé entre le cap Carbon, à l'Ouest, et la Pointe de Salamandre, à l'Est).

Elle est bordée au Nord, par la Mer Méditerranée, à l'Est, par la Wilaya de Mostaganem, au Sud-est, par la Wilaya de Mascara, au Sud-ouest, par la Wilaya de Sidi-Bel-Abbès, et à l'Ouest, par la Wilaya d'Ain- Témouchent (SRAT, 2020) (Fig. 28). La région d'Oran se situe entre 0 et 200 m par rapport au niveau de la mer. Les altitudes supérieures à 400 m concernent principalement les massifs forestiers et la région de Tessala.

Le relief oranais est composé de plaines littorales (Bousfer, Andalouses), sublittorales (Boutlelis, Misserghin, Es-Senia, Hassi-Mefsoukh) et de massifs côtiers. Les plaines littorales oranaises sont comprises, entre les marais de la Macta à l'Est, les Massifs telliens du Tessala et des Beni-Chougrane au Sud, la Méditerranée au Nord, et le Massif de Madakh au-dessus des collines d'Ain Témouchent à l'Ouest. Les plaines sont très fertiles et communiquent avec les côtes des baies d'Oran et d'Arzew.

La superficie agricole totale d'Oran est de 95 059 ha (dont 86 757 de SAU), soit 45% de la superficie totale d'Oran (ANIREF, 2020).

Le réseau hydrographique comprend l'Oued Tlelat, alimentant la sebkha d'Oran, l'Oued Beggoug et l'Oued Guessiba. L'Oued Beggoug appartenant au sous-bassin versant côtier d'Ain turk, situé sur le versant nord du Djebel du Murdjajo. L'Oued Guessiba appartient au sous-bassin versant des salines d'Arzew, situé au Nord-est d'Oran.

Outre, les usines de dessalement d'eau de mer réalisées et opérationnelles, le recours à des transferts d'eau des zones éloignées, s'est avéré nécessaire pour les besoins d'Oran en eau, à partir notamment des barrages de Beni Bahdel et de Fergoug, et des prises de la Tafna et du Chélif (Bellal *et al.*, 2015).

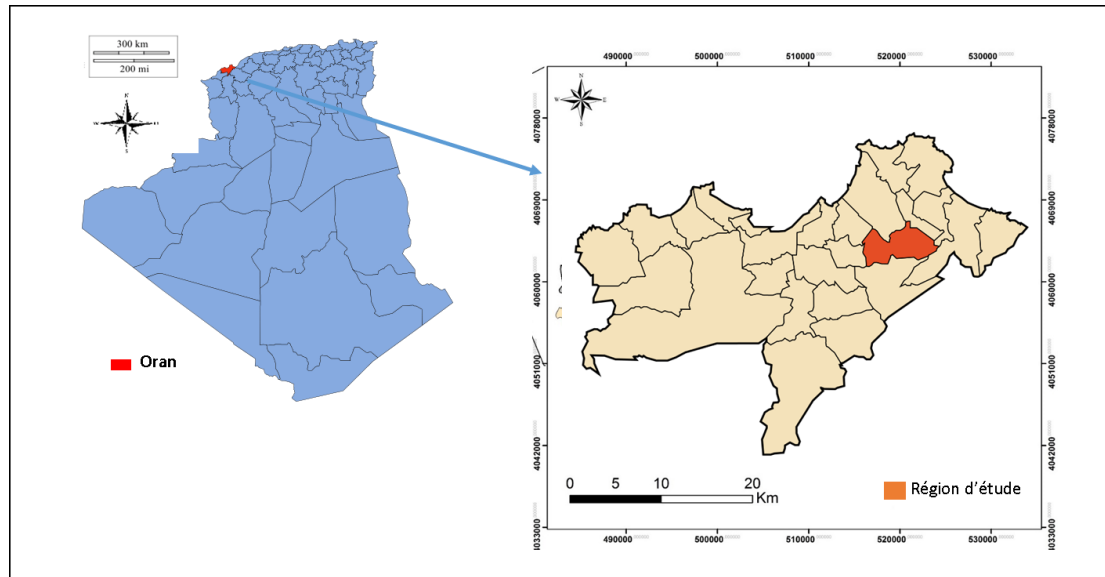


Figure 28 : Situation géographique de la région d'Oran (Original, 2020)

IV.1.1.2. La région d'El Méniaa

Du point de vue administratif, El Meniaa illustré en figure 29 a été élevée au statut de Wilaya au mois de décembre 2019 avec une superficie de 62 215 Km, à 396 mètres d'altitude. La Wilaya d'El Meniaa se situe au centre de l'Algérie ; à mi - chemin sur l'axe routier "Alger - Tamanrasset" ; distante de la capitale Alger d'environ 900 km, et a pour coordonnées géographiques latitude $30^{\circ} 35' 20''$ Nord et longitude $2^{\circ} 52' 47''$ Est. Les limites territoriales sont constituées par 19 agglomérations rattachées à trois communes, El Meniaa, Hassi Gara et Hassi El F'hal.

Elle est limitée, au Nord est, par la Wilaya de Ghardaïa (270 km), au Sud, par la Wilaya de Ain Salah (400 km), à l'Est, par la Wilaya de Ouargla (410 km), et au Sud-ouest, par la Wilaya de Timimoun (360 km). El Meniaa regroupe des palmeraies et deux plans d'eau (bassin supérieur, à salinité modérée, très riche en Procaryotes, Eucaryotes, algues et des phanérogames, et une Sebket El Melah, ou lac salé, dépression endoréique constituée de sols salés de superficie 18 947,00 ha, à 12 kilomètres d'El Meniaa, et à 5 kilomètres de Hassi El Gara).

Elle dispose d'importantes ressources en eaux souterraines (nappe phréatique, à partir de l'Oued Seggeur, et l'aquifère et de surface, et en terres potentielles, pour développer une agriculture fondée sur la grande mise en valeur agricole (Beleragueb, 1996).

La surface agricole totale (SAT) est estimée à 370 000 ha dont 235 750 ha sont considérés comme surface agricole utile (DSA, 2014).

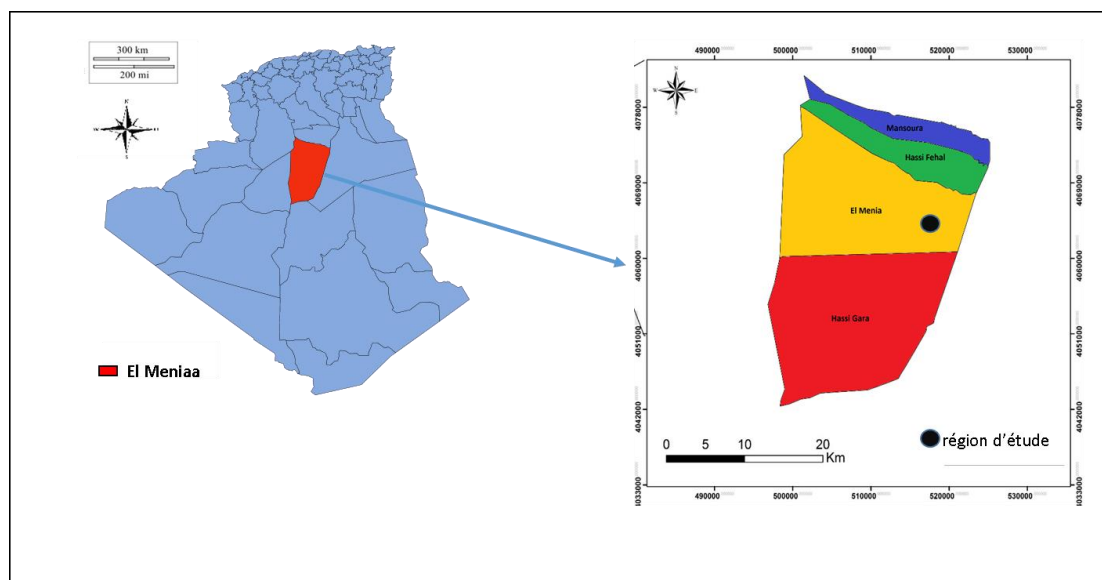


Figure 29 : Situation géographique de la région d'El Meniaa (Original, 2024)

IV.1.2. Caractéristiques climatiques

Deux paramètres climatiques sont pris en considération : les températures et les précipitations. La température est un facteur déterminant dans la vie des êtres vivants car elle détermine le cycle de développement et la croissance des espèces ainsi que leur répartition géographique. La pluviométrie associée à la température contribue au développement des cultures, à l'apparition de certaines maladies cryptogamiques et à la pullulation de ravageurs.

L'Algérie est un pays du sud du bassin méditerranéen à climat de type méditerranéen sur toute la frange nord qui englobe le littoral et l'Atlas tellien, semi-aride sur les hauts plateaux, et désertique dès que l'on franchit la chaîne de l'Atlas saharien. Les montagnes de l'Atlas Tellien et de l'Atlas Saharien divisent le territoire en bandes orientées Ouest- Est : celles du littoral et de l'Atlas Tellien, des Hautes Plaines et de l'Atlas Saharien et du Sahara. Chacune de ces trois bandes présente un climat particulier, caractérisé par sa température et sa pluviométrie.

Trois étages bioclimatiques caractérisent le climat de l'Algérie :

- L'étage subhumide sur le littoral et l'Atlas Tellien, caractérisé par des hivers pluvieux et doux et des étés chauds et secs. Les précipitations diminuent d'Est en Ouest, de 1000 à 400 mm, et du Nord au Sud, de 1000 à moins de 150 mm. Les températures moyennes minimales et maximales varient entre 5 et 15°C, en hiver, et de 25 à 35°C en été.
- L'étage semi-aride à aride sur les Hautes Plaines et l'Atlas Saharien, caractérisé par des précipitations faibles et irrégulières, de 200 à 400 mm par an et des températures basses en hiver (moins de 0°C) et élevées en été (plus de 30°C).
- L'étage bioclimatique désertique en régions sahariennes où les pluies sont très irrégulières et inférieures à 150 mm par an. La température moyenne saisonnière est de 15 à 28°C en hiver et atteint plus de 40 °C en été. Durant les 25 dernières années, l'Algérie a connu des périodes de sécheresse caractérisées par un déficit pluviométrique évalué à 30% sur l'ensemble du territoire (ONU, 2023).

IV.1.2.1. Caractéristiques climatiques de la région d'Oran

Pour l'étude climatologique de la région d'Oran, nous avons utilisé les données maximales, minimales et moyennes des températures ainsi que les cumuls des précipitations, pour la période allant de 2010 à 2020, établies par l'Office National de la Météorologie (ONM, 2020). Ces données qui figurent aux tableaux 1 et 2 relèvent de la station d'Oran Es-Senia / ONM, située à 35°43'N de latitude et 00°36'W de longitude, et se trouve à 90 m d'altitude.

Tableau 1 : Moyennes mensuelles des températures et des précipitations de la région d'Oran pour la période 2010 à 2020.

	Jan.	Fév.	Mars.	Avr.	Mai.	Juin.	Juil.	Aout.	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
T.Max (°C)	13,7	14,9	15,7	18,0	20,8	24,4	26,8	27,6	25,0	21,8	18,7	15,1
T.Min (°C)	11,1	6,9	13,4	15,6	17,3	20,1	23,7	24,6	22,3	18,6	13,7	11,1
T.Moy (°C)	12,5	10,9	14,6	16,8	19,2	22,2	25,3	25,8	23,6	20,5	16,3	13,2
Cumuls P(mm)	50,1	33,97	33,4	37,5	19,1	1,0	0,7	2,2	29,8	36,4	60,7	38,5

P (mm) : précipitations moyennes, T. Max (°C) : températures maximales moyennes, T. min (°C) : températures minimales moyennes, T. Moy (°C) : températures moyennes [(M+m) / 2]

Les moyennes thermiques mensuelles mentionnées dans le tableau 01 mettent en évidence une saison chaude, qui s'étend sur 6 mois, de mai à octobre, et une saison fraîche, de même durée, qui débute en novembre jusqu'à avril.

La température moyenne interannuelle pendant cette période est de 18,4°C. Les données pluviométriques indiquent une moyenne interannuelle de 306 mm. Les mois où les précipitations sont les plus abondantes sont novembre et janvier. La région d'Oran se situe dans le domaine climatique méditerranéen semi-aride, elle reçoit en moyenne 300 mm de précipitations annuelles.

Tableau 2 : Moyennes mensuelles des températures et des précipitations de la région d'Oran pour l'année 2020

	Jan.	Fév.	Mars	Avr.	Mai	Juin	Juil.	Aout	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
T.Max (°C)	16	17	19	21	23	26	29	30	28	24	20	17
T.Min (°C)	6	7	9	11	14	18	20	21	19	15	10	7
T.Moy (°C)	11	12	14	16	18	22	25	25	23	19	15	12
Cumuls P(mm)	38,8	41,4	38,2	37,1	27,9	7,6	2,4	4,2	15,6	30,6	52,9	40,2

p (mm) : précipitations moyennes, t. max (°c) : températures maximales moyennes, t. min (°c) : températures minimales moyennes, t. moy (°c) : températures moyennes [(m+m)/2]

Le tableau 02 indique une période fraîche qui s'étale du mois de novembre au mois d'avril avec des températures moyennes comprises entre 11 et 16°C. Le mois le plus froid est janvier avec une température de 11°C. La période chaude est comprise entre mai à octobre, avec une température moyenne comprise entre 18 et 25 °C. Le maxima est atteint au mois de juillet avec une moyenne des températures égale à 25°C. Le cumul pluviométrique est de 337 mm.

IV.1.2.2. Caractéristiques climatiques de la région d'El Meniaa

Pour la région d'El Meniaa, nous avons utilisé les données maximales, minimales et moyennes des températures ainsi que les cumuls des précipitations, pour la période 2010 à 2020, établies par la station d'El Meniaa (Tab. 3 et 4)

Tableau 03 : Moyennes mensuelles des températures et des précipitations de la région d'El Meniaa pour la période 2010 à 2020.

	Jan.	Fév.	Mars.	Avr.	Mai.	Juin.	Juil.	Aout.	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
T.Max (°C)	15,8	21,0	23,9	28,5	31,7	36,3	39,2	37,9	35,5	30,4	21,0	17,0
T.Min (°C)	11,2	11,7	18,2	23,4	28,3	33,5	36,1	35,5	30,4	24,3	17,3	13,0
T.Moy (°C)	13,5	16,2	20,6	25,9	30,0	34,6	37,8	37,0	33,3	27,2	19,2	14,3
Cumuls P (mm)	2,8	1,02	1,4	0,2	0,7	0,2	0,1	1,1	3,4	3,1	0,3	1,2

P (mm) : précipitations moyennes, T. Max (°C) : températures maximales moyennes, T. min (°C) : températures minimales moyennes, T. Moy (°C) : températures moyennes [(M+m)/2]

El Meniaa est définie comme zone désertique. Les données prises à la station météorologique d'El Meniaa montrent que le mois le plus frais est janvier avec une température moyenne de l'ordre de 13,5°C, et le mois le plus chaud est juillet avec 37,8°C durant la période 2010 à 2020 (Tab. 3). La température moyenne interannuelle pendant cette période est de 25,8°C. Les précipitations sont assez rares. La moyenne interannuelle des précipitations est de 1,29 mm.

Le tableau 4 qui révèle les données de l'année 2020 montre que le mois le plus frais est janvier avec une température moyenne de 13°C. Juillet est le mois le plus chaud, avec une température moyenne de 38°C. Les données pluviométriques indiquent un cumul pluviométrique annuel de près de 24 mm.

Tableau 04 : Moyennes mensuelles des températures et des précipitations de la région d'El Meniaa pour l'année 2020

	Jan.	Fév.	Mars	Avr.	Mai	Juin	Juil.	Aout	Sept.	Oct.	Nov.	Déc.
T.Max (°C)	20	24	28	33	38	43	45	44	40	34	26	21
T.Min (°C)	6	9	13	17	22	27	29	29	25	19	12	7
T.Moy (°C)	13	16	21	26	30	35	38	37	33	27	19	14
Cumuls P(mm)	3,6	2,6	2,3	2,1	1,1	0,3	0,2	0,6	2,4	3,9	2,5	2,3

P (mm) : précipitations moyennes, T. Max (°C) : températures maximales moyennes, T. min (°C) : températures minimales moyennes, T. Moy (°C) : températures moyennes [(M+m)/2]

IV.1.3. Le diagramme Ombrothermique de BAGNOULS et GAUSSEN

BAGNOULS et GAUSSEN, (1953) ont établi un diagramme ombrothermique pour évaluer la durée et l'intensité de la saison sèche pendant l'année en un lieu donné. Un mois est biologiquement sec lorsque « le total mensuel des précipitations exprimées en mm, est égal ou inférieur au double de la température moyenne, exprimée en degré centigrade ($P \leq 2T$) ». Le diagramme ombrothermique se construit en portant sur le même graphique, en abscisses les mois, et en ordonnées les précipitations (P) et les températures (T) de chaque mois avec $P = 2T$ où P représente les précipitations mensuelles et T les températures moyennes mensuelles. Les intersections de la courbe thermique et de la courbe des précipitations déterminent la durée de la période sèche.

$$T = (M+m) / 2 \text{ (C}^\circ\text{)}, P \leq 2T \text{ Avec :}$$

P : précipitation moyenne annuelle (mm)

T : température moyenne (C°)

M : température maximale de chaque mois (C°)

m : température minimale de chaque mois (C°)

Selon le diagramme ombrothermique de l'année 2020 de la région d'Oran (Fig. 30), la période chaude s'étale sur sept mois et demi, du mois d'avril à la mi-octobre, et une période fraîche allant de la mi-octobre jusqu'au mois de mars.

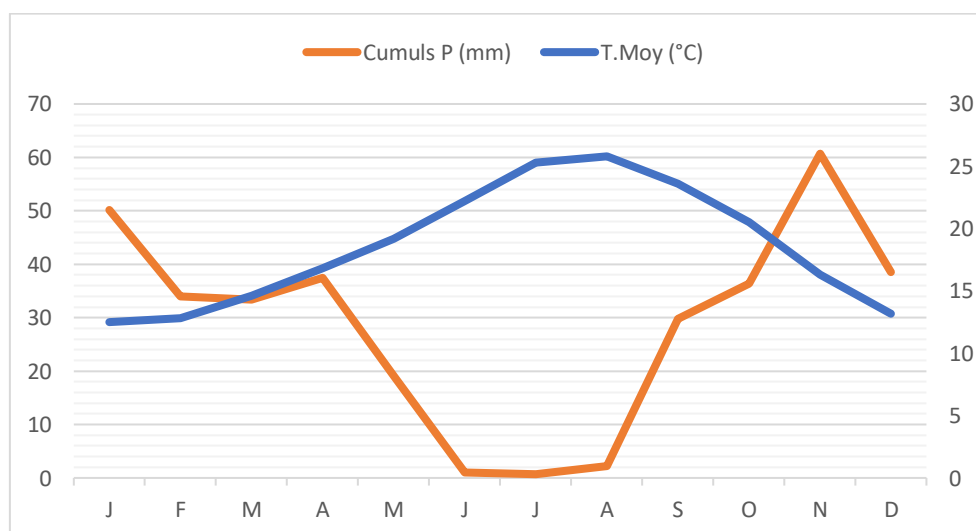


Figure 30 : Diagramme ombrothermique de l'année 2020 de la région d'Oran

Le diagramme ombrothermique de l'année 2020 de la région d'El Meniaa (Fig. 31) indique que la période sèche et chaude s'étale sur sept mois et demi, du mois de mars à la mi-septembre, et une période fraîche allant de la mi-septembre jusqu'au début du mois de mars.

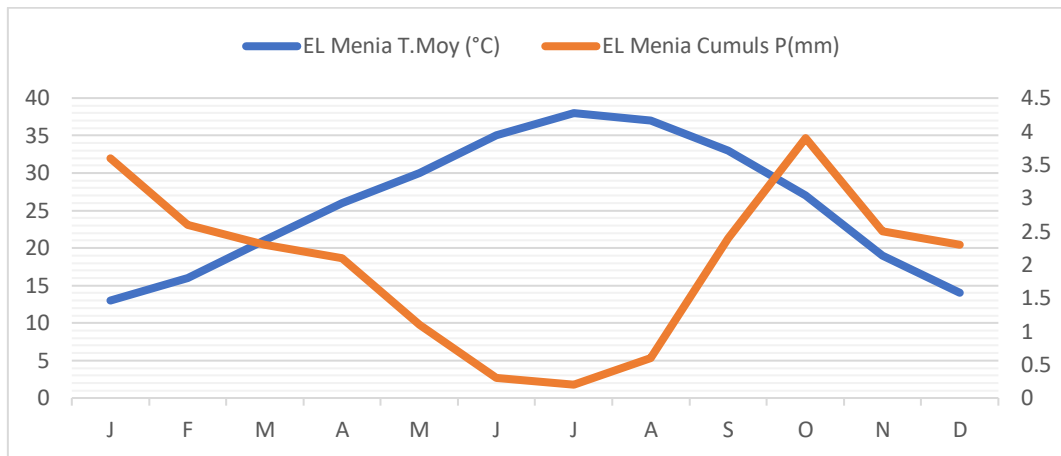


Figure 31 : Diagramme ombrothermique de l'année 2020 de la région d'El Meniaa

IV.1.4. Le climagramme pluviométrique d'EMBERGER des régions d'études

La sécheresse générale du climat s'exprime aussi par le quotient pluviométrique. Stewart, (1968) a montré que la formulation du quotient pluviométrique peut s'écrire : $Q2 = 3,43 \times [P / (M - m)]$ pour distinguer les différentes nuances du climat méditerranéen, où 3,43 est une constante,

Q2 : Le quotient pluviométrique d'Emberger (1955),

P : pluviométrie annuelle moyenne exprimée en mm,

M : moyenne des températures maximales du mois le plus chaud exprimée en °C,

m : moyenne des températures minimales du mois le plus froid exprimée en °C.

Les étages bioclimatiques sont repérés sur des axes orthogonaux où chaque station se trouve représentée par un point dont l'abscisse est la moyenne des minima du mois le plus froid 'm', et l'ordonnée, la valeur du quotient pluviométrique (Q2) d'Emberger.

- L'indice Q2 à la station d'Es Senia (2010-2020) est égal à **50,70** où P= 306 mm ; TM= 27,6 °C et Tm= 6,9 °C.
- L'indice Q2 à la station d'El Meniaa (2010-2020) est égal à **2,94** où P= 24 mm ; TM= 39,2 °C et Tm= 11,2 °C.

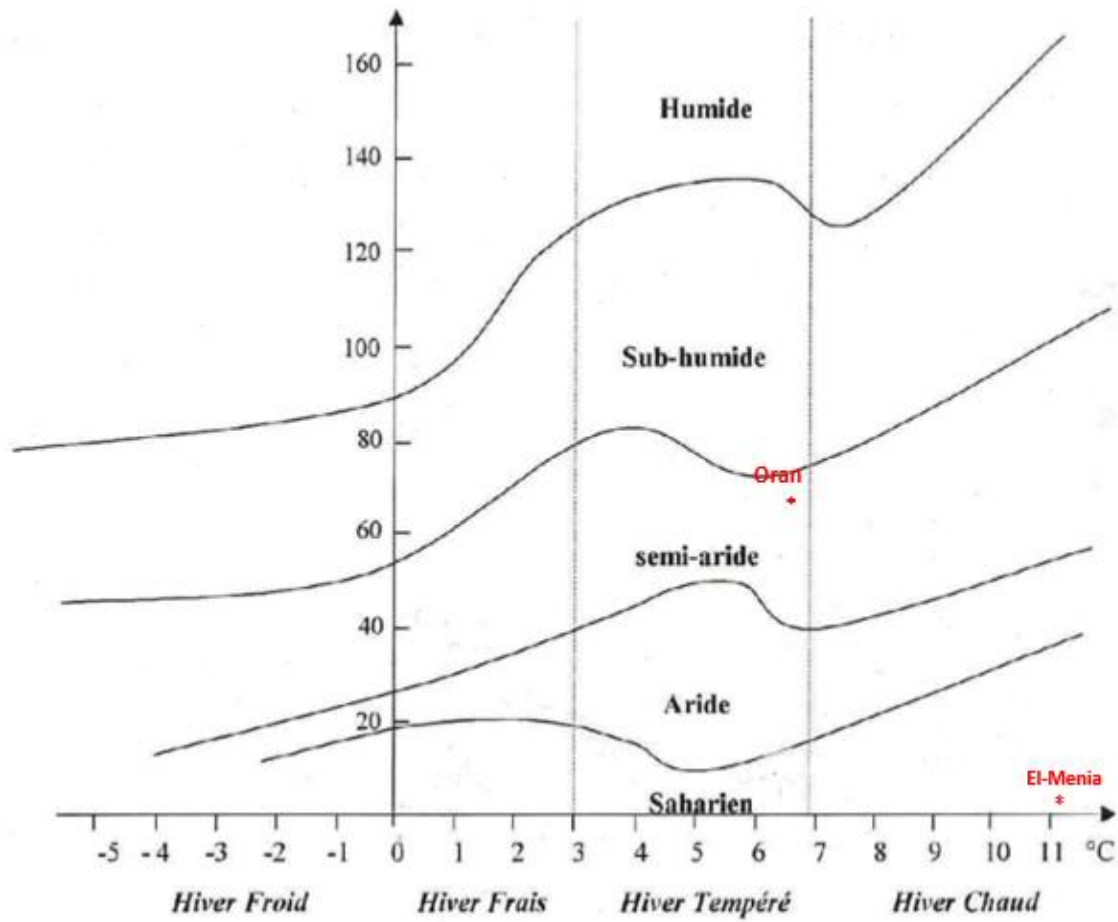


Figure 32 : Climagramme d'Emberger (Original, 2020)

La région d'Oran appartient à l'étage bioclimatique semi-aride à hiver tempéré selon le climagramme d'Emberger. Quant à la zone d'El-Meniaa, son climat est de type saharien à hiver chaud ($Q2 = 3,36$) (Fig. 32).

L'étude sur le climat de la région d'Oran, par le CRASTE/ONU, en 2012, indique un réchauffement des températures extrêmes entre 1950 et 2010, allant de $0,13^{\circ}\text{C}$ à $0,15^{\circ}\text{C}$ par décennie, et une réduction de 5% sur les quantités annuelles des précipitations. Les modèles climatiques utilisés projettent des augmentations des températures moyennes et extrêmes variant entre $1,6^{\circ}\text{C}$ et $1,8^{\circ}\text{C}$, et une réduction de 13% sur les quantités annuelles des précipitations, entre 2021 et 2050 relativement à la période 1961 à 1990. Ces résultats sont confirmés par toutes les études menées sur la région méditerranéenne.

IV.2. Méthodologie

IV.2.1. Matériel végétal

Les feuilles de *Foeniculum vulgare* et *Myrtus communis* ont été collectées, avant floraison, en début de matinée, au mois de mars 2020, sur un terrain limitrophe d'une exploitation agricole privée, situé dans la commune d'Aghlal, à 16 km au Sud du Chef-lieu de Wilaya de Ain-Temouchent, Nord-ouest d'Algérie, avec pour coordonnées géographiques 35°12'01.1"N 1°03'51.5"W.

L'identification botanique a été effectuée par le Professeur ABDELKRIM Hassen du département de botanique de l'Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie, d'El Harrach, Alger, Algérie, en utilisant l'herbier GBD, De Belair, (2007) (Fig. 33).



Figure 33 : Collecte de *Foeniculum vulgare* (Original, 2020)

Les feuilles des deux plantes ont été lavées à l'eau de robinet pour éliminer les impuretés ; puis étendues sur un dispositif fabriqué selon modèle en vigueur pour subir l'opération de séchage, à l'abri de la lumière, de l'humidité et à température ambiante, afin de préserver au maximum l'intégrité des molécules.

Les feuilles ont été ensuite séchées pendant 15 jours et soumises à un broyage à l'aide d'un broyeur électrique type Moulinex LM906110 ,1100W 2L afin d'obtenir des poudres fines. Les poudres fines ont été, par la suite, récupérées et conservées, après tamisage, dans des flacons en verre ambré pour les opérations d'extraction (Zaid et *al.*, 2020).

IV.2.2. Les extractions des huiles essentielles

Les extractions des huiles essentielles ont été effectuées, au mois d'avril 2020, par hydro distillation avec un appareil de type Clevenger, au laboratoire du département des Sciences de l'Agronomie de l'Université de Djillali Liabès, à Sidi Bel Abbès, Algérie. 150 g de poudre fine de feuilles de *Foeniculum vulgare* ont été introduits dans un alambic avec rajout de 1,5 litre d'eau distillée.

L'eau a été portée à ébullition pendant deux heures. Les cellules végétales ont éclaté et ont libéré des molécules chimiques odorantes entraînées par la vapeur d'eau. L'huile essentielle de feuilles de *Foeniculum vulgare* a été récupérée et conservée au réfrigérateur dans des tubes opaques en verre, à une température de 5°C (Fig. 34).



Figure 34 : Extraction des huiles essentielles (Original, 2020)

Le rendement est exprimé en pourcentage et est calculé selon la formule de Carré (1953). Le même protocole est utilisé pour obtenir l'huile essentielle de feuilles de *M. communis*. Cette huile est ensuite conservée au réfrigérateur dans des tubes identiques à ceux utilisés pour *F. vulgare* et à la même température. Le rendement est calculé selon la même formule que celle adoptée pour *F. vulgare*.

IV.2.3. Matériel animal des deux stations d'études des deux régions

Pour mener nos travaux de recherche, une parcelle de terre agricole d'un (01) hectare a été retenue dans chaque région d'étude (Oran et El Meniaa). La première parcelle de terre agricole relevant de la région d'Oran a été localisée, à Hassiane Ettoual, commune de Ben Freha, Daira de Gdyel, avec pour coordonnées géographiques 35°43'54.3"N 0°26'26.3"W.

La seconde parcelle relevant d'El Meniaa se trouve à 25 Km du Chef-lieu de Wilaya d'El Méniaa, Algérie, avec pour coordonnées géographiques 30°38'23.4"N 3°02'37.5"E.

Les deux parcelles de terres agricoles étaient cultivées en maïs, de variété hybride Colonia, référence 15102 (Fig. 35), infestées naturellement de l'espèce de puceron *Rhopalosiphum maidis* durant tout le cycle de développement de la culture.



Figure 35 : Variété hybride Colonia (Original, 2020)

- **Identification du matériel animal**

Des populations naturelles hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* ont été prélevés pour les tests de l'activité insecticide (Fig. 36). Ces populations naturelles hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* ont été identifiées par Madame Bekri Nawel, Directrice à la station régionale de la protection des végétaux (SRPV), de Messerguin, Wilaya d'Oran, Algérie, par l'utilisation des clés de détermination de Nafria et *al.*, (1999) et de Blackman et Eastop, (2006).



Figure 36 : Prélèvement des populations de *Rhopalosiphum maidis* (Original, 2020)

IV.2.4. Méthode de prélèvement des femelles vivipares aptères de *Rhopalosiphum maidis*

En conditions de laboratoire, les aphides utilisés dans les expériences se composaient de femelles vivipares aptères de *Rhopalosiphum maidis*. Ces dernières ont été collectées sur les cultures de maïs de la station d'étude de Ben Fréha et mises soigneusement à l'aide d'un pinceau très fin dans des boîtes de Petri, puis acheminées au laboratoire de biologie de l'Université de Djilali Liabes, à Sidi Bel Abbes, et conservées pendant 30 à 45 minutes (27 ± 2 C ; RH : 75 %) afin de les acclimater avant d'entreprendre les tests biologiques selon le protocole de Zaid et *al.*, 2020.

En conditions naturelles les aphides utilisés, se composaient de populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* (Fig. 37). Ces populations sont inféodées aux cultures de maïs dans les régions d'études d'Oran et d'El Meniaa.



Figure 37 : Populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* (Original, 2020)

IV.2.5. Tests biologiques par contact au laboratoire

Les tests biologiques sur *Rhopalosiphum maidis* ont été effectués dans des boîtes de pétri en verre de diamètre 90 mm, au laboratoire de biologie de l'Université de Djilali Liabes, à Sidi Bel Abbes, suivant le protocole légèrement modifié de Nadio et *al.*, (2013). Sur le fond de chaque boîte de Petri, ont été déposés une feuille de maïs et un coton imbibé d'un millilitre d'eau distillée pour éviter le dessèchement des feuilles de maïs durant les traitements. Chaque boîte de Pétri renferme 50 individus de femelles vivipares de *Rhopalosiphum maidis* posés sur chaque feuille de maïs.

Le couvercle de chaque boîte est recouvert sur toute la surface d'un tissu à mailles très fines pour les empêcher de fuir et garder une température ambiante (Fig. 38).



Figure 38 : Boîte de Petri contenant les individus de *Rhopalosiphum maidis* sur feuille de maïs (Original, 2020)

Avant les traitements, les solutions ont été préparées, à partir d'une solution mère contenant de l'huile essentielle, de l'eau et 01 ppm de Tween 80, utilisée comme émulsifiant. Une solution d'eau et 01 ppm de Tween 80, a été utilisée pour le test témoin.

Les pulvérisations directes ont été effectuées à des concentrations de D1 = 0.2ml/L, D2 = 0.3ml/L, D3 = 0.4ml/L, D4 = 0.5ml/L et D5 = 0.6ml/L de feuilles de *Foeniculum vulgare* et de *Myrtus communis*, retenues sur la base d'essais préliminaires au laboratoire. A l'aide d'une micro seringue, 500 μ L de chaque concentration de chaque huile essentielle ont été pulvérisés directement sur les individus adultes de *R. maidis* sur feuilles de maïs à l'intérieur des boîtes de Pétri. Le traitement a été répété cinq fois. Toutes les expériences ont été réalisées dans les mêmes conditions de laboratoire, à savoir, une température de $25\pm 1^\circ\text{C}$, une humidité relative de $60 \pm 10\%$, et une photopériode 16 :8 (L : D). La technique de pulvérisation directe a pour but de tester l'action des huiles essentielles et de déterminer les pourcentages de toxicité pour les cinq concentrations de chaque huile essentielle (Fig. 39).

Le dénombrement des pucerons morts a été effectué, à l'aide d'une loupe binoculaire, tous les jours à neuf (09) heure du matin durant sept (07) jours d'exposition aux cinq concentrations de chaque huile essentielle. Le critère de mortalité retenu a été le suivant : les pucerons immobiles ne réagissant à aucun chatouillement, sur les pattes et sur les parties sensibles notamment les antennes, ont été considérés comme morts. Le témoin non traité a été également compté tous les jours, à la même heure, pendant sept (07) jours.

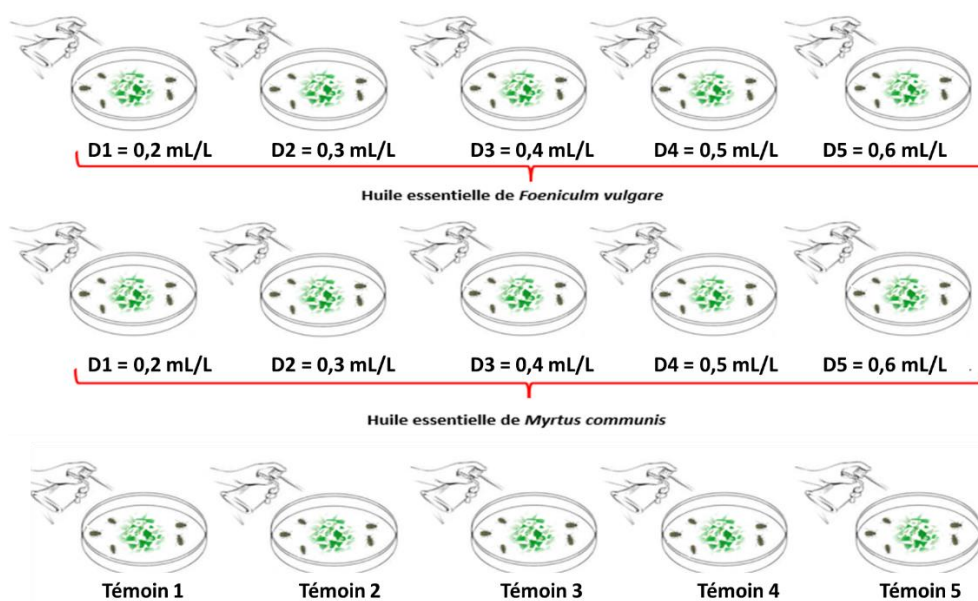


Figure 39 : Dispositif expérimental au laboratoire pour l'évaluation de l'activité insecticide (Original, 2020)

IV.2.6. Tests de toxicité en conditions naturelles dans les deux stations d'études d'Oran et d'El Meniaa

IV.2.6.1. Etude et préparation de la parcelle expérimentale d'Oran

L'analyse du sol de la parcelle de terre agricole d'un (01) ha a été effectuée au laboratoire du Bureau National d'Études pour le Développement Rural (BNEDER), à Alger, pour connaître la structure du sol et les carences en éléments nutritifs, afin d'apporter, le cas échéant, les amendements minéraux et organiques nécessaires (Fig. 40)



Figure 40 : Prélèvement d'un échantillon du sol (Original, 2020)

Les résultats synthétisent de l'analyse qui figure au tableau 5 révèlent que la texture du sol est limono-argilo sableuse. La teneur en calcaire était faible et moyennement alcaline (pH entre 8,01 et 8,30), ce qui témoigne que le sol est léger, peu fertile, fragile, peu perméable, légèrement salé et de capacité moyenne de rétention des éléments nutritifs et de l'eau. La fertilité physico chimique n'était pas satisfaisante au regard des taux obtenus en matière organique et de la capacité d'échanges cationiques. Les apports en engrais chimiques étaient donc nécessaires pour le développement et la croissance des plantes à l'effet d'augmenter leur capacité de résistance face aux différentes maladies.

Tableau 5 : Analyses physico-chimiques du sol de la parcelle expérimentale d'Oran (Hassiane Ettoual)

	Ar	LF %	LG %	SF %	SG %	Caco3 %	CEC (meq/100g)	pH	C.E (mmhos/Cm)	C %	MO %
A	19.97	11.80	10.85	32.87	24.51	3.38	9.40	8.12	0.36	0.97	1.66
B	21.60	13.47	9.04	28.61	27.29	2.50	10.26	8.07	0.82	0.85	1.46
C	23.87	14.73	6.96	30.21	24.22	2.88	11.31	8.30	0.42	0.59	1.01

Ar : Argile %, LS : Limons fins %, LG : Limons grossiers %, SF : Sables fins %, meq : milliéquivalent, SG : Sables grossiers%, C.E : Conductivité électrique, C : Carbone, MO : Matière organique, mmhos/Cm : millimhos par centimètre, A : parcelle A, B : parcelle B, C : parcelle C.

L'analyse physico chimique de l'eau de puits de la parcelle de terre agricole, à Hassiane Ettoual, a été effectuée au laboratoire de la Société d'Analyse, de Conseils de la qualité et d'Expertise Maritime, d'Oran, Algérie (SACQEM) (Tab. 6). Les résultats montrent que l'eau était très dure, très calcaire, riche en sels dissous dont les plus importants sont le calcium et le magnésium.

Tableau 6 : Analyses physico-chimiques de l'eau du puits de la parcelle expérimentale d'Oran (Hassiane Ettoual)

C.E a 25°C° (µs/cm)	Miné (mg/l)	TH °F	TH (mg/l CaCo3)	D.C °F	Ca++ (mg/l)
5390	4080	176	1760	82	320
Mg++ (mg/l)	TA	TAC (mg/l)	CO3— (mg/l)	HCO3- (mg/l)	CL-- (mg/l)
220	0	110	0	134,2	2423
Résidu sec à 105°C (mg/l)	NO3- (mg/l)	SO4— (mg/l)	K+ (mg/l)	pH	
3030	44,4	329	38	7,3	

Ca++ : Calcium Mg++ : Magnesium, TA : titre alcalin, TAC : Titre alcalin complet, CO3-- : Carbonate, HCO3- : Bicarbonate, NO3- : Chlorures, Nitrates, SO4-- : Sulfates, K+ : Potassium, TH : Dureté totale, C.E : Conductivité, Miné : Minéralisation, D.C : Dureté calcique.

Avant le semis, un labour superficiel de 10 à 15 cm de profondeur a été effectué sur toute l'étendue de la parcelle de terre agricole expérimentale, à Hassiane Ettoual, Oran. Le semis a été réalisé, le 1^{er} juin 2020, avec une densité de semis de 100 000 graines/ha (soit 10 graines/m²), de maïs de la variété hybride Colonia, référence 15102.

Ensuite, il a été apporté 300 kg d'engrais binaires MAP (phosphate monoammonique), avec un semoir à graines de type Monosem 8 rangs (Fig. 41).



Figure 41 : Semis et apports en engrais (Original, 2020)

La distance entre les graines a été de 14 cm ; celle entre les rangs de 70 cm, et la profondeur du semis de 4 cm. Le système goutte à goutte a été mis en place, après clôture de l'opération de semis de maïs, sur toute la parcelle expérimentale (Fig. 42). Par la suite, il a été introduit, en petites quantités, 300 kg d'urée 46% sous forme granulés, à partir du stade 4 feuilles, tout au long du stade végétatif du maïs de la variété hybride Colonia (Fig. 43). Trois mois après le semis, il a été incorporé du potassium, à partir du stade de formation des épis de maïs.



Figure 42 : mise en place du système d'irrigation goutte à goutte (Original, 2020)



Figure 43 : la culture du maïs en pleine croissance végétative (Original, 2020)

IV.2.6.2. Etude et préparation de la parcelle expérimentale à El Meniaa

L'analyse du sol de la parcelle expérimentale d'un (01) ha a été réalisée au laboratoire d'Analyses TEYSSIER, situé à Bourdeau (France), pour connaître la structure du sol et les déficiences en nutriments, et d'apporter, si nécessaire, les engrais minéraux et organiques appropriés (Tab. 7). Les résultats révélaient que la structure du sol était très alcaline (pH 8.6), de teneur forte en calcaire et légèrement salée avec une teneur en sable de 60%. Ceci révélait un sol sableux, léger, sec, fragile, de faible capacité de rétention des éléments nutritifs et de l'eau.

La fertilité physico-chimique n'était pas adéquate au regard des taux obtenus en matière organique et de la capacité d'échanges cationiques. Les apports en engrais chimiques étaient indispensables pour le développement et la croissance régulières et équilibrées des plantes. L'analyse de l'eau en termes d'alcalinité reflétait des taux de pH égale à 8,8 ; ce qui signifiait que l'eau était très alcaline et était sujette à une évaporation intense. Le déficit en eau du sol de la parcelle expérimentale était ainsi établi.

Tableau 7 : Analyses physico-chimiques du sol de la parcelle expérimentale d'El Meniaa

	Ar	LF %	LG %	SF %	SG %	Caco3 %	CEC(meq/100g)	pH	C %	MO %
Taux	3.3	11.80	9.4	63	18.6	21	9.40	8.6	0.97	1.52

Ar : Argile %, LS : Limons fins %, LG : Limons grossiers %, SF : Sables fins %, meq : milliéquivalent, SG : Sables grossiers %, C.E : Conductivité électrique, C : Carbone, MO : Matière organique

Avant le semis, le labour superficiel, d'au moins 10 cm de profondeur, a été exécuté sur toute la superficie de la parcelle expérimentale d'El Méniaa, équipée du système d'irrigation par pivot (Fig. 44).



Figure 44 : Irrigation par pivot à El Meniaa (Original, 2021)

Le 20 août 2021, la parcelle entière a été semée de 100 000 graines de maïs/ha (soit 10 graines/m²) de la variété hybride Colonia, référence 15102 soit 10 graines. Puis, il a été introduit 300 kg d'engrais binaires MAP (phosphate monoammonique), avec un semoir à graines de type Monosem 8 rangs. La distance entre les graines a été de 14 cm ; celle entre les rangs de 70 cm, et la profondeur du semis de 4 cm. Ensuite, il a été apporté, 300 kg d'urée 46% sous forme granulés, en plusieurs quantités, à partir du stade 4 feuilles, tout au long du stade végétatif du maïs (Fig. 45). Trois mois après le semis, il a été introduit du potassium, à partir du stade de formation des épis de maïs.



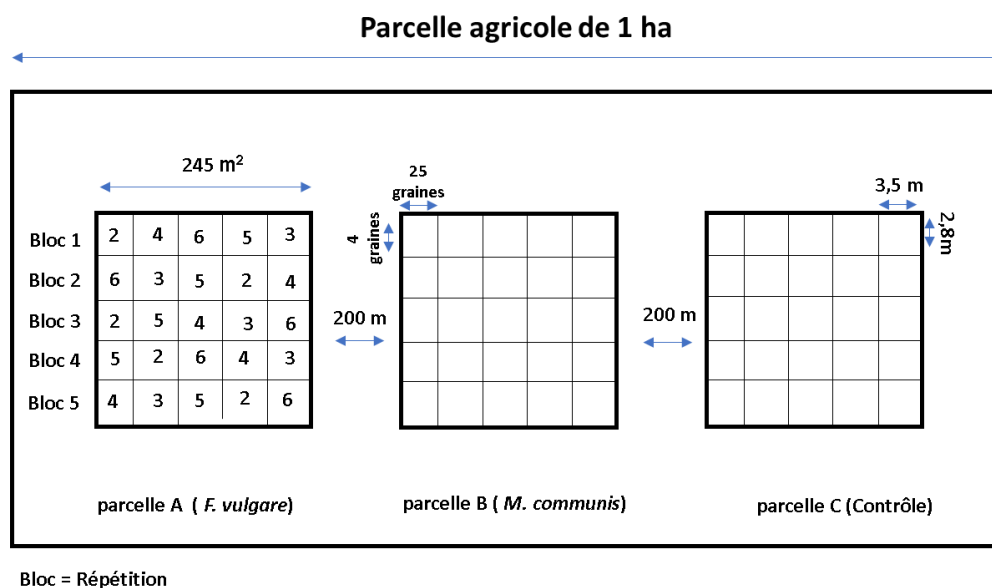
Figure 45 : la culture du maïs en pleine croissance végétative à El Meniaa (Original, 2021)

IV.2.7. Tests des activités insecticides en conditions naturelles

- **Dispositif expérimental**

Les tests de l'activité insecticide par pulvérisations directes des concentrations ont été réalisés suivant le protocole légèrement modifié de Alam et *al.*, (2019) dans trois compartiments fonciers A, B et C, de superficie de 245 m² chacun, délimités sur chaque parcelle de terre agricole expérimentale labourée, semée et engraisée, à Hassiane Ettoual et à El Méniaa. Le dispositif expérimental, organisé en trois compartiments fonciers A, B et C, de superficie totale de 735 m², comportait un total de 7500 plants de maïs. Ces compartiments sont distants entre eux de 200 mètres, et sont infestés naturellement d'espèces de pucerons de *Rhopalosiphum maidis*.

Ce dispositif expérimental a été installé en blocs factoriels aléatoires avec cinq répétitions pour chaque huile essentielle des feuilles de *Foeniculum vulgare* et *Myrtus communis* et le contrôle du test (Fig. 46).



**Figure 46 : Dispositif expérimental de l'activité insecticide en plein champs
(Original, 2020)**

Tous les traitements ont été réalisés, à 6 heures du matin, sous des conditions météorologiques favorables. Durant les tests de toxicité, trois (03) pulvérisations par compartiment foncier ont été effectuées, à l'aide d'un pulvérisateur à dos de 16 litres, équipé d'une buse Uzman K-103. La première pulvérisation a été appliquée au stade de 6 feuilles, la deuxième au stade d'inflorescence et la troisième au stade de formation des épis de maïs.

Les pulvérisations ont porté sur les concentrations 2mL/L, 3mL/L, 4mL/L, 5mL/L et 6mL/L, retenues sur la base des tests préliminaires au laboratoire. Les solutions mères des deux huiles essentielles ont été préparées avec de l'eau et avec 10 ppm de Tween-80, utilisées comme émulsifiant. La solution, eau contenant 10 ppm de Tween 80, a été utilisée pour le compartiment foncier de contrôle C.

Les comptages des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*, ont été effectués avant et après traitements pendant sept (07) jours, pour les trois traitements par compartiment et par stade de développement (végétatif :6 feuilles, inflorescence et formation des épis de maïs) Les pourcentages de réduction de la population de *Rhopalosiphum maidis* ont été calculés selon l'équation de Henderson et Tilton (1955). Le protocole était similaire dans les deux stations d'études, à Hassiane Ettoual et à El Méniaa.

IV.2.8. Identification par GC/MS

L'identification des constituants des différentes huiles essentielles (Figure 47) a été réalisée par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC/MS) au Centre de Recherche Scientifique et Technique en Analyses Physico-chimiques (CRAPC) de Bou Ismaïl, Wilaya de Tipaza.

L'analyse chimique des composés a été effectuée par couplage (GC-MS) (Fig. 48). Un volume de 0,2 µl de chaque huile essentielle des feuilles de *Foeniculum vulgare* et *Myrtus communis* a été injecté en mode Split sur un appareil de type Hewlett Packard Agilent 6890, plus couplé à un Hewlett Packard Agilent 5973 Spectromètre de masse, équipé d'une colonne capillaire en silice fondue de (30 m x 0.250 mm x 0.25 µm), type HP-5MS.

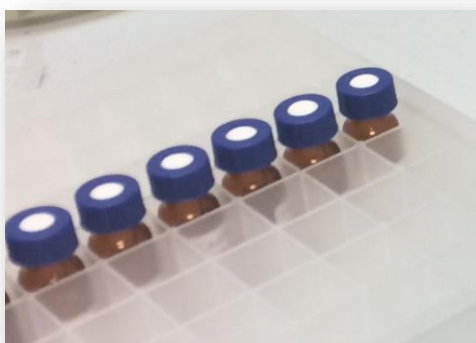


Figure 47 : Echantillons des huiles essentielles de *Foeniculum vulgare* et *Myrtus communis* (Original, 2020)



Figure 48 : Appareil GC-MS (Original, 2020)

La température de la colonne a été initialement réglée, à 60 ° C, pendant 8 min, à une vitesse de 2° C / min. Par la suite, la température a été élevée progressivement pour atteindre 250 ° C. La durée de l'analyse était de 113 min. Le gaz vecteur employé était l'hélium avec une pureté de 99.9999%, et un débit de 0,5 mL/min. Les spectres de masse ont été enregistrés à 70 eV. Le contrôle et l'analyse des données ont été effectués par le logiciel Agilent MSD Productivity ChemStation m/z pour MS. L'identification des molécules était basée sur les temps de rétention, et au regard de leurs spectres par rapport à ceux contenus dans la bibliothèque de spectres informatisées de NIST 2011. De plus, l'indice de rétention a été calculé en utilisant un mélange de n-alcanes (C8-C29). Le pourcentage relatif des molécules individuelles a été calculé sur la base de la surface du pic GC.

IV.3. Exploitation des données

IV.3.1. Méthodes d'estimation des paramètres

IV.3.1.1. Calcul de rendement

Le rendement des huiles essentielles (R) est le rapport entre le poids de la matière extraite (Pe) et le poids du matériel végétal (Pv) (Carré, 1953). il est exprimé en pourcentage, est calculé suivant la formule :

$$\mathbf{R\% = (Pe/Pv) \times 100}$$

Pe : poids de la matière extraite en g

Pv : poids du matériel végétal en g

IV.3.1.2. Calcul de la mortalité corrigée

La mortalité des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* a été calculée et corrigée selon la formule d'Abbott (1925) en tenant compte de la mortalité naturelle observée dans le test de contrôle (témoin positif) :

$$\mathbf{Mc = (Mo-Mt/100-Mt) \times 100}$$

Mc : Mortalité corrigée (%)

Mo : Mortalité enregistrée dans les lots traités avec les extraits de plantes étudiées (%)

Mt : Mortalité enregistrée dans le test de contrôle (%)

IV.3.1.3. Calcul du pourcentage de réduction

Le calcul du pourcentage de réduction des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* a été calculé selon l'équation de Henderson et Tilton (1955) :

$$MC \% = \left(1 - \frac{n \text{ dans le lot témoin avant traitements} * n \text{ dans le lot traité après traitements}}{n \text{ dans le lot témoin après traitements} * n \text{ dans le lot traité avant traitements}} \right) \times 100$$

n : Population du puceron

Mc : Mortalité corrigée (%)

IV.4. Analyses statistiques des données

L'objectif était de savoir si la moyenne d'une variable quantitative variait significativement en fonction du chémotype des extraits, de l'applicabilité directe des extraits, des formes biologiques, des doses des extraits et du pourcentage de mortalité. Une analyse de variance (ANOVA pour ANalysis Of Variance) a été effectuée dans les conditions paramétriques dont la distribution de la variable quantitative devrait être normale.

Les analyses statistiques ont été effectuées à l'aide du logiciel R@ v3.6.1 Copyright 2019 The R Foundation for Statistical Computing. Les différences entre les traitements ont été détectées par analyse de la variance (ANOVA). Les valeurs $P < 0.05$ ont été considérées comme significatives. Les comparaisons multiples (two-two) des moyennes entre les différentes concentrations ont été matérialisées grâce au test de Tukey.

Chapitre V : Résultats et discussion

V.1. Rendement d'extraction en huiles essentielles des feuilles des plantes de *Foeniculum vulgare* et de *Myrtus communis*

Pour la même durée d'extraction et pour le même poids de la matière végétale de *Foeniculum vulgare* et de *Myrtus communis*., les pourcentages en rendements d'huiles essentielles ont été de 1,02 % pour *F. vulgare* et de 0,90 % pour *M. communis* (Tab. 8).

Tableau 8 : Rendement en pourcentage des huiles essentielles des feuilles de *Foeniculum vulgare* et de *Myrtus communis*

Huile essentielle	Poids de la matière végétale en g	Rendement %
<i>Foeniculum vulgare</i>	100g	1,02± 0,2%
<i>Myrtus communis</i>	100g	0.90 ± 0,2%

V.2. Composés chimiques des huiles essentielles des feuilles de *Myrtus communis* et *Foeniculum vulgare*

L'analyse chimique de l'huile essentielle effectuée par (GC-MS) avait identifié 31 composés chimiques pour *Myrtus communis* dont 13 monoterpènes (59.73%), 12 monoterpènes oxygénés (36,55%), 05 sesquiterpènes (3,32%) et 01 sesquiterpène oxygéné (0,39% de Caryophyllene oxide). Les composés majoritaires de l'huile essentielle de *Myrtus communis* étaient l'alpha. - Pinene (55.47%) et 1,8-Cineole (28,00%), et dans une moindre mesure de l'acétate Néryyl (1,65%), alpha-Terpinéol (1,62%), Méthyleugénol (1,51%), Linalool (1,46%), Caryophyllène (1,37%) et Géranyl (1,05%). Quant à l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare*, 18 composés chimiques ont été isolés dont 10 monoterpènes (10,84%), 05 monoterpènes oxygénés (88.44%) et 03 sesquiterpènes (0,72%). Le composé majoritaire de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* était l'Anéthole (84.60%) avec des composés minoritaires D-Limonène (5,91%), alpha-Pinène (2,61%) et L-Fenchone (2,51%) (Tab. 9).

Tableau 09 : Composés chimiques des huiles essentielles des feuilles des plantes de *Myrtus communis* et *Foeniculum vulgare*

	Composés	HE .M Area %	HE. F Area %	Rt (min)	RI K(exp)	RI t(Kovats)	Formule chimique
Monoterpenes							
1	alpha.-Pinene	55,47	2,61	9,299	944	942	C ₁₀ H ₁₆
2	Camphene	0,31	0,27	9,745	952	952	C ₁₀ H ₁₆
3	beta.-Phellandrene	-	0,27	10,949	973	995	C ₁₀ H ₁₆
4	beta.-Pinene	0,38	0,20	11,323	979	979	C ₁₀ H ₁₆
5	beta.-Myrcene	-	0,25	12,058	992	992	C ₁₀ H ₁₆
6	gamma.-Terpinene	1,15	0,30	13,323	1011	1030	C ₁₀ H ₁₆
7	α-phellandrene	0,55	0,54	13,138	1009	1009	C ₁₀ H ₁₆
8	D-Limonene	-	5,91	15,013	1035	1035	C ₁₀ H ₁₆
9	(+)-3-Carene	-	0,25	15,413	1041	1031	C ₁₀ H ₁₆
10	beta.-Ocimene	0,21	-	16,169	1052	1044	C ₁₀ H ₁₆
11	alpha.-terpinolene	0,60	0,24	18,730	1088	-	C ₁₀ H ₁₆
12	Toluene	0,13	-	19,473	1099	-	C ₇ H ₈
13	1,3-pentadiene 2,3-dimethyl-2,4-heptadiene (e,e)-	0,17	-	19,999	1106	-	C ₇ H ₁₂
14	1,6-Octadiene, 2,5-dimethyl-, (E)-	0,20	-	29,121	1234	-	C ₁₀ H ₁₈
15	α-Ocimene	0,13	-	31,190	1263	1050	C ₁₀ H ₁₆
16	1,3,8-p-Menthatriene	0,31	-	35,596	1328	-	C ₁₀ H ₁₄
17	3-Dodecyne	0,12	-	53,131	1612	-	C ₁₂ H ₂₂
Total of monoterpenes		59,73	10,84				
Sesquiterpenes							
18	Caryophyllene	1,37	-	41,449	1418	1418	C ₁₅ H ₂₄
19	gamma.-Elemene	0,68	0,29	42,112	1428	1425	C ₁₅ H ₂₄

20	α -Farnesene	-	0,19	42,407	1433	1456	C ₁₅ H ₂₄
21	Humulene	0,51	-	43,712	1454	1454	C ₁₅ H ₂₄
22	alpha.-Cubebene	-	0,24	45,356	1481	-	C ₁₅ H ₂₄
23	α -Copaene	0,49	-	47,553	1517	1406	C ₁₅ H ₂₄
24	Aromadendrene	0,27	-	48,628	1535	1485	C ₁₅ H ₂₄
Total of sesquiterpenes		3,32	0,72				
Composés monoterpènes oxygénés							
25	Propanoic acid, 2-methyl-, 2-methylpropyl ester	0,14	-	7,762	917	909	C ₈ H ₁₆ O ₂
26	1,8-Cineole	28,00	-	15,495	1042	1046	C ₁₀ H ₁₈ O
27	L-Fenchone	-	2,51	19,534	1099	1096	C ₁₀ H ₁₆ O
28	Linalool	1,46	-	20,422	1112	1103	C ₁₀ H ₁₈ O
29	Camphor	-	0,27	23,472	1154	1152	C ₁₀ H ₁₆ O
30	Terpinen-4-ol	0,29	-	25,903	1188	1187	C ₁₀ H ₁₈ O
31	Estragole	-	0,63	27,307	1208	1206	C ₁₀ H ₁₂ O
32	alpha.-Terpineol	1,62	-	27,333	1208	1200	C ₁₀ H ₁₈ O
33	D-Verbenone	0,31	-	28,223	1221	-	C ₁₀ H ₁₄ O
34	Isobornyl formate	0,15	-	32,916	1288	1233	C ₁₁ H ₁₈ O ₂
35	Anethole	-	84,60	34,92	1318	1301	C ₁₀ H ₁₂ O
36	α -Campholenal	0,16	-	36,694	1345	-	C ₁₀ H ₁₆ O
37	Geranyl acetate	1,05	-	39,677	1390	1387	C ₁₂ H ₂₀ O ₂
38	Neryl acetate	1,65	-	39,717	1391	1385	C ₁₂ H ₂₀ O ₂
39	L-Alanine, N-[(phenylmethoxy)carbonyl]-	0,21	-	40,100	1396	-	C ₃ H ₇ NO ₂
40	p-Acetonylanisole	-	0,43	40,641	1405	1385	C ₁₀ H ₁₂ O ₂
41	Methyleugenol	1,51	-	41,312	1416	1413	C ₁₁ H ₁₄ O ₂
Composés monoterpènes oxygénés		36,55	88,44				
composés sesquiterpènes oxygénés							

42	Caryophyllene oxide	0,39	-	51,485	1584	1584	C ₁₅ H ₂₄ O
composés sesquiterpènes oxygénés		0,39	0,00				

HE M : Huile essentielle de *Myrtus communis* ; HE F : Huile essentielle de *Foeniculum vulgare* ; Rt : Temps de rétention ; RI K (exp) : Indice de rétention de Kováts déterminé sur une colonne HP-5MS en utilisant la série homologue de n-alcanes (C8 - C22) comme référence ; RI t(Kovats) : indice de rétention de Kováts rapporté dans la littérature.

V.3. Activités insecticides des huiles essentielles des feuilles des plantes de *Myrtus communis* et de *Foeniculum vulgare*

V.3.1. Au laboratoire

V.3.1.1. Evaluation de l'effet insecticide de l'huile essentielle des feuilles de *Foeniculum vulgare*

L'évaluation de l'effet insecticide des huiles essentielles des plantes de *Myrtus communis* et de *Foeniculum vulgare*, a été réalisée par test de toxicité par pulvérisations directes sur des femelles vivipares aptères *Rhopalosiphum maidis*, aux concentrations 0,2mL/L, 0,3mL/L, 0.4 mL/L, 0.5 mL/L et 0.6 mL/L, pendant 7 jours d'exposition aux traitements pour chaque concentration pour les deux huiles essentielles.

L'analyse de la variance type ANOVA enregistre une différence significative pour le facteur concentration avec une probabilité associée de P value <0,0001 de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* pour les cinq concentrations (Tab. 10).

Tableau 10 : Analyse de la variance de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	10	194217,594	19421,759	957,683	<0,0001
Erreur	164	3325,910	20,280		
Total corrigé	174	197543,504			

L'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* s'est révélée efficace. En effet, les moyennes des taux de mortalité corrigée sont de 100% pour les concentrations 0.5 mL/L et 0.6 mL/L. La moyenne des taux de mortalité corrigée est de 96,11% pour la concentration 0.4 mL/L. Elles sont de 33,81% et 28,95% pour respectivement les concentrations 0,3 mL/L et 0,2mL/L (Fig. 49).

Le test post Hoc de Tukey détermine l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* en quatre groupes distincts. Le groupe A est corrélé aux concentrations 0.6mL/L et 0.5mL/L.

Le groupe B concerne la concentration 0.4mL/L. Le groupe C et D regroupe respectivement les concentrations 0.3mL/L 0.2mL/L.

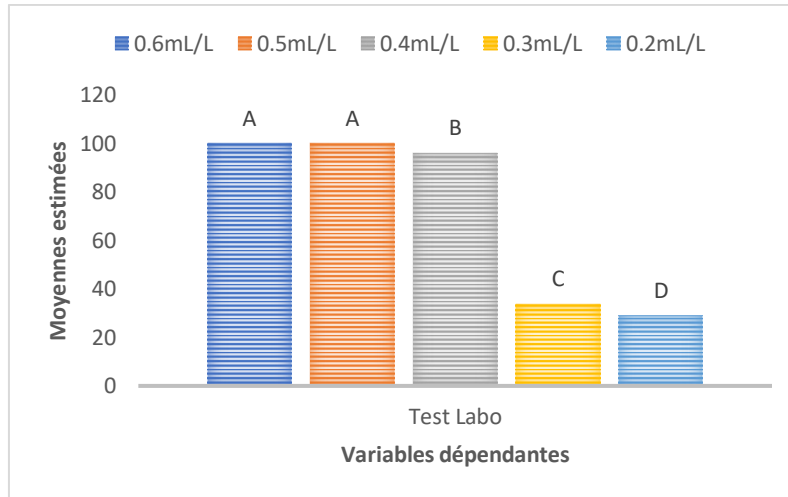


Figure 49 : Moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères *R. maidis* traitées avec l'huile essentielle de *F. vulgare* après 7 jours d'exposition

V.3.1.2. Evaluation de l'effet insecticide de l'huile essentielle des feuilles de *Myrtus communis*

L'analyse de la variance type ANOVA enregistre une différence significative pour le facteur concentration avec une probabilité associée de P value <0,0001 de l'huile essentielle de *Myrtus communis* pour les cinq concentrations (Tab. 11).

Tableau 11 : Analyse de la variance de l'huile essentielle de *Myrtus communis* sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	10	150307,378	15030,738	190,647	<0,0001
Erreur	164	12929,848	78,841		
Total corrigé	174	163237,227			

L'huile essentielle de *Myrtus communis* s'est révélée également efficace. Les moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles aptères de *R. maidis* se situe entre 67,77% et 98,89% pour les concentrations 0.4 mL/L, 0.5 mL/L et 0.6 mL/L. Les concentrations 0.2mL/L,

0.3mL/L, induise respectivement des moyennes des taux de mortalité corrigée de 25,23% et de 45,00% (Fig. 50). Le test post Hoc de Tukey détermine l'huile essentielle de *Myrtus communis* en cinq groupes distincts. Le groupe A concerne la concentration 0.6mL/L. Le groupe B celui de la concentration 0.5mL/L, tandis que les groupes C, D et E sont ceux des concentrations 0.4mL/L, 0.3mL/L et 0.2mL/L.

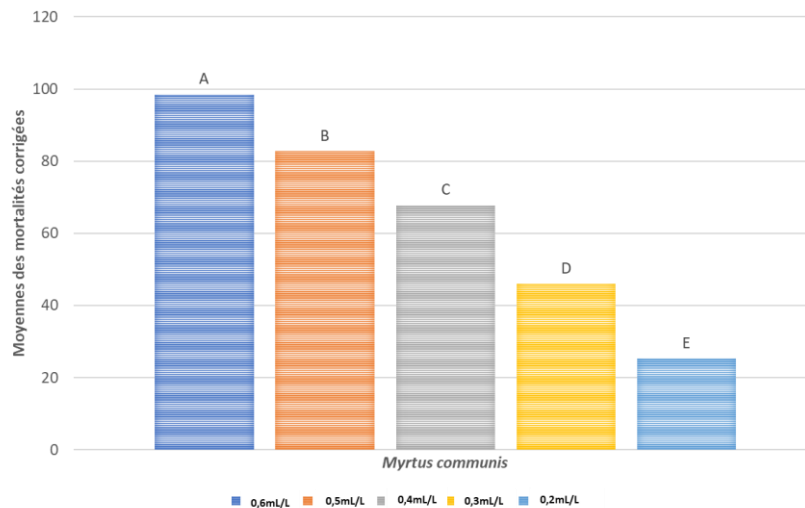


Figure 50 : Moyennes des taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères *R. maidis* traitées avec l'huile essentielle de *M. communis* après 7 jours d'exposition

V.3.1.3. Effets comparés des huiles essentielles sur le taux de mortalité corrigée in vivo des femelles vivipares aptères de *Rhopalosiphum maidis*

Le test ANOVA (Tab. 12) indique une différence significative entre l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* et de *Myrtus communis* avec une P valeur inférieure à 0,0001.

Tableau 12 : Analyse comparative des huiles essentielles des deux plantes sur le taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Rhopalosiphum maidis*

	Test Laboratoire
<i>Foeniculum vulgare</i>	71,775 a
<i>Myrtus communis</i>	63,999 b
Pr > F(Modèle)	<0,0001

Les résultats obtenus et illustrés en Figure 51 montrent que les huiles essentielles de *Foeniculum vulgare* et de *Myrtus communis* possèdent de remarquables potentiels insecticides contre des femelles vivipares aptères de *Rhopalosiphum maidis*. L'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* s'est révélée plus efficace que celle de *Myrtus communis* avec des moyennes des taux de mortalité corrigée de l'ordre de 71.77%. Le test post Hoc de Tukey indique que *Foeniculum vulgare* figure dans le groupe A tandis que *Myrtus communis* figure dans le groupe B.

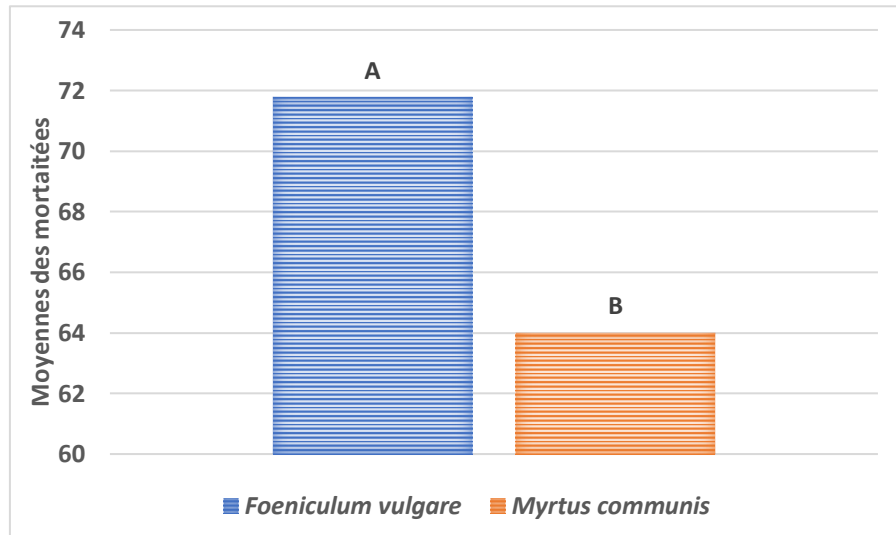


Figure 51 : Effets comparatifs des huiles essentielles de *Foeniculum vulgare* et de *Myrtus communis* sur les taux de mortalité corrigée des femelles vivipares aptères de *Rhopalosiphum maidis*.

V.3.2. En conditions naturelles

V.3.2.1. Activité biologique de l'huile essentielle de *Myrtus communis* et de *Foeniculum vulgare* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* à Hassiane Ettoual, (Oran)

En conditions naturelles, les résultats indiquent une toxicité de l'huile essentielle de *Myrtus communis*, pour les cinq concentrations, appliquées sur des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* au niveau des trois stades de développement de la culture du maïs.

Au stade végétatif, les résultats révèlent, après cinq jours d'exposition aux traitements, une toxicité aigüe de l'huile essentielle de *Myrtus communis*, aux concentrations 6mL/L et 5mL/L avec des taux de mortalité corrigée de respectivement 88,13% et 81,47%. Les concentrations 4mL/L, 3mL/L et 2mL/L montrent des taux de mortalité corrigée de respectivement 61,88 %, 40,40 % et 28,58% pour la même durée d'exposition (Fig. 52).

Au stade de l'inflorescence, les résultats affichent, après quatre jours d'exposition aux traitements, une toxicité élevée, aux concentrations 6mL/L et 5mL/L, avec des taux de mortalité corrigée respectivement de 86,22% et 80,24%. Les concentrations 4mL/L, 3mL/L et 2mL/L signalent respectivement des taux de mortalité corrigée de 59,08 %, 42,64 % et 25,25% pour la même durée d'exposition (Fig. 53).

Au stade de formation des épis, les résultats mentionnent, après quatre jours d'exposition aux traitements, une toxicité élevée, aux concentrations 6mL/L et 5mL/L, avec des taux de mortalité corrigée respectivement de 86,04% et de 80,47%. Les concentrations 4mL/L, 3mL/L et 2mL/L) reflètent des taux de mortalité corrigée respectivement de 56,22%, 38,74% et 24,11%, pour la même durée d'exposition (Fig. 55).

Dans les mêmes conditions naturelles d'expérimentation, les résultats affichent, une toxicité de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare*, pour les cinq concentrations, sur des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* dans les trois stades de développement de la culture du maïs.

Au niveau des trois stades de développement du maïs sus mentionnés, les résultats révèlent, après quatre jours d'exposition aux traitements, une toxicité aigüe de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare*, aux concentrations 6mL/L et 5mL/L, avec des taux de mortalité corrigée se situant respectivement entre 87,38% et 86,88% et entre 83,94% et 77,60%.

Pour les trois stades de développement, et avec les concentrations 4mL/L, 3mL/L et 2mL/L, les taux de mortalité corrigée ont été respectivement entre 61,80 % et 62,84%, 40,40 % et 41,28%, et 25,60% à 26,60% pour la même période d'exposition aux traitements (Fig. 55, 56 et 57).

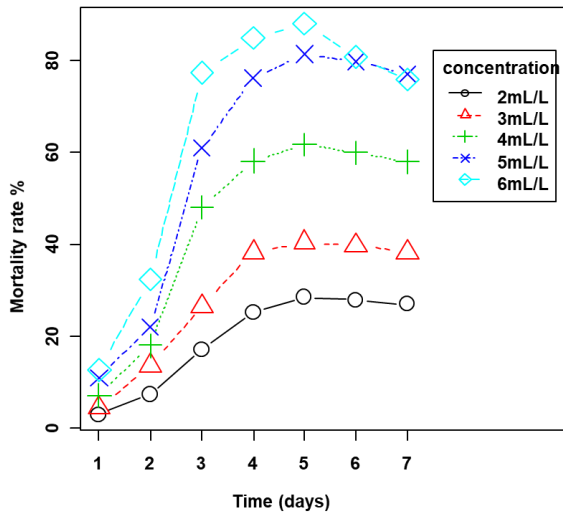


Figure 52 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Myrtus communis* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* sur culture de maïs au stade végétatif à Oran

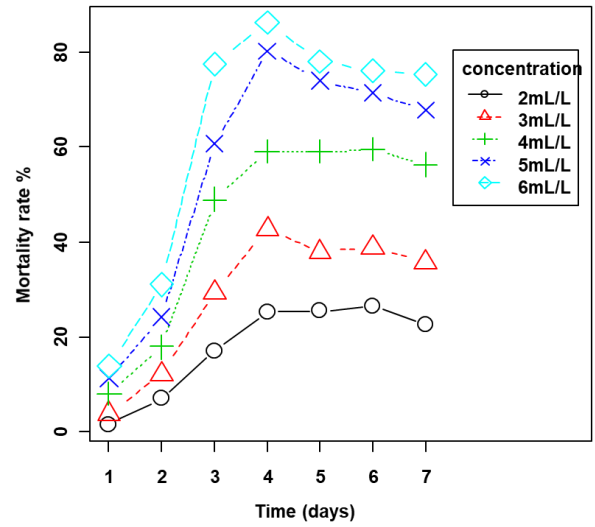


Figure 53 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Myrtus communis* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* sur culture de maïs au stade de l'inflorescence à Oran

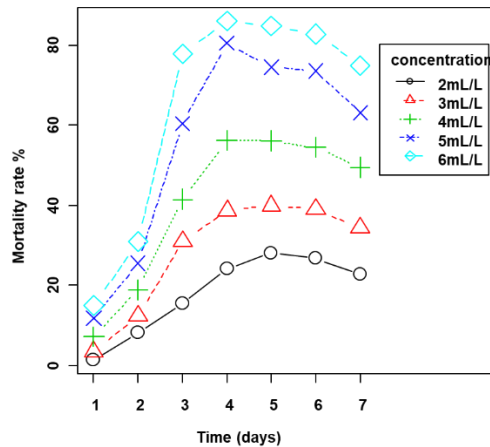


Figure 54 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Myrtus communis* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* sur culture de maïs au stade formation des épis à Oran

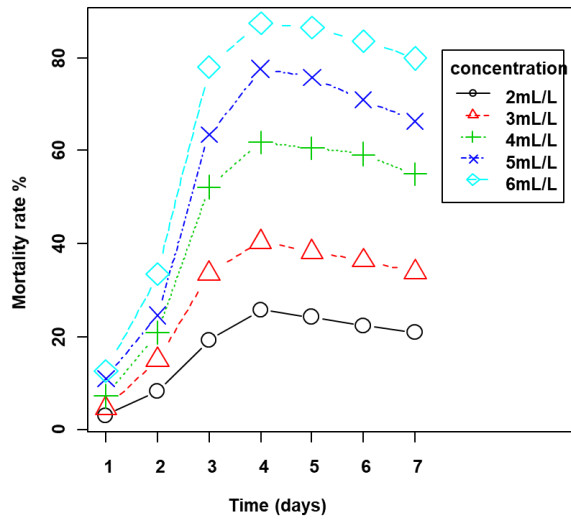


Figure 55 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* sur culture de maïs au stade végétatif à Oran

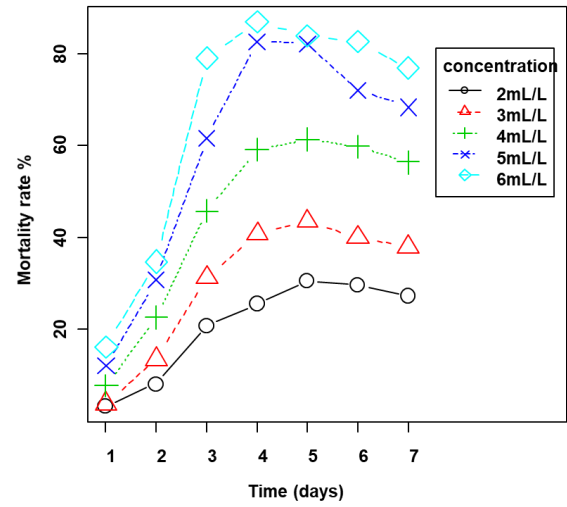


Figure 56 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* sur culture de maïs au stade de l'inflorescence à Oran

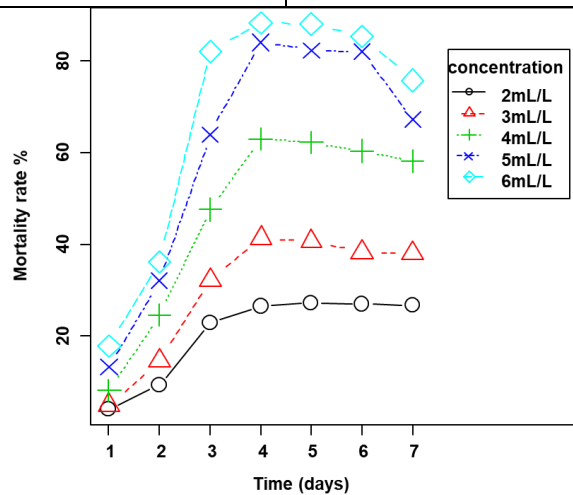


Figure 57 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* sur culture de maïs au stade formation des épis à Oran

V.3.2.2. Effets comparés des concentrations de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* à Hassiane Ettoual (Oran)

L'analyse de la variance type ANOVA enregistre une différence significative pour les facteurs temps et concentrations avec une probabilité associée de P value $<2e-16$ de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* pour les trois stades de développement de la culture du maïs (Tab. 13).

Tableau 13 : Analyse de la variance de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*

Development stage	Source	DF	Sum Sq	Mean Sq	F value	P value
Vegetative stage	Concentration	4	53576	13394	31.7	$<2e-16$
	Time	6	60862	10144	26.41	$<2e-16$
inflorescence	Concentration	4	51942	12985	28.57	$<2e-16$
	Time	6	68240	11373	31.33	$<2e-16$
Maturation of the ears corn	Concentration	4	49505	12376	29.48	$<2e-16$
	Time	6	62131	10355	29.62	$<2e-16$

Le test post Hoc de Tukey détermine l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* en quatre groupes distincts (Fig. 58). Le groupe A correspond à la concentration 6mL/L pour les trois stades de développement du maïs avec des moyennes des taux de mortalité corrigée sur des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* supérieure à 65,73%, et concerne également la concentration à 5mL/L pour le stade maturation des épis avec 58,54%.

Le groupe AB réunit la concentration 5mL/L aux stade végétatif et de l'inflorescence avec des taux de mortalité corrigée respectivement de 55,68% et de 59,18%.

Le groupe B concerne la concentration 4mL/L pour les trois stades de développement avec des taux de mortalité corrigée variant entre 44,68% et 46,33%.

Le groupe C regroupe la concentration 3mL/L avec des moyennes des taux de mortalité corrigée de 28,85% pour le stade végétatif et de 31,97 % pour le stade inflorescence et 30,19 % pour le stade formation des épis, ainsi que la concentration 2mL/L pour les trois stades sus mentionnés avec des moyennes des taux de mortalité corrigée respectivement de 17,68%, 19,98% et 20,78%.

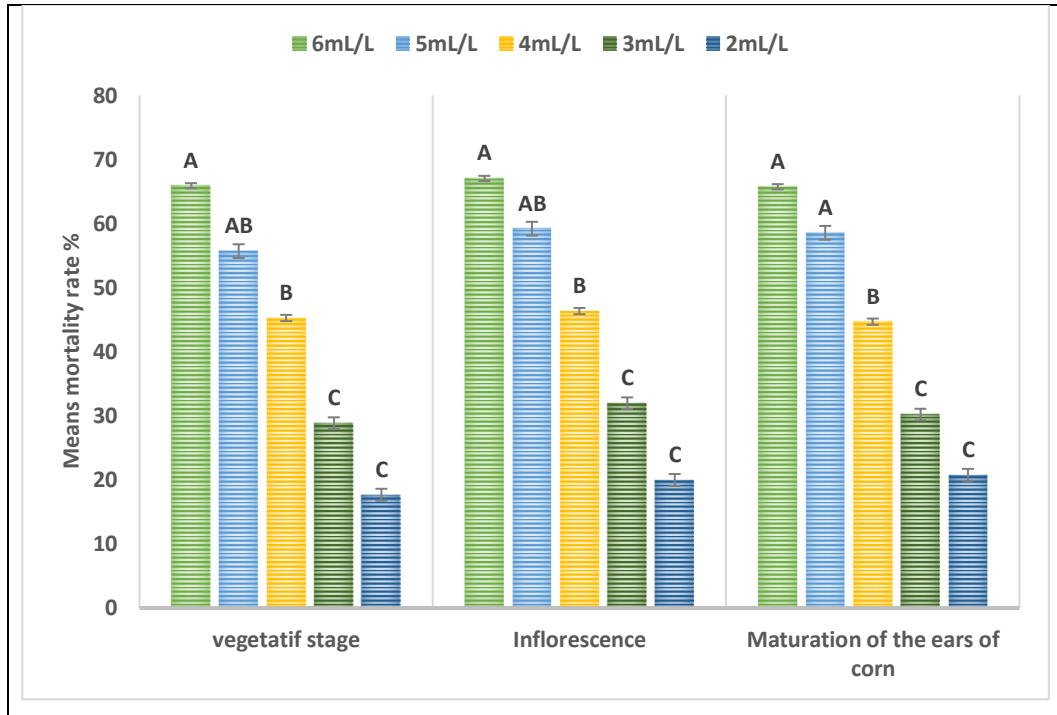


Figure 58 : Effets des concentrations de l’huile essentielle de *Foeniculum vulgare* sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* à Oran

V.3.2.3. Effets comparés des concentrations de l’huile essentielle de *Myrtus communis* d’Oran (Hassiane Ettoual)

Quant à l’huile essentielle de *Myrtus communis*, l’analyse de la variance type ANOVA révélait une différence significative pour le facteur temps et celui de la concentration avec une probabilité associée de P value <2e-16 pour les trois stades de développement (Tab. 14).

Tableau 14 : Analyse de la variance de l’huile essentielle de *Myrtus communis* sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*

Development stage	Source	DF	Sum Sq	Mean Sq	F value	P value
Vegetative stage	Concentration	4	51181	12795	27.8	<2e-16
	Time	6	67216	11203	30.26	<2e-16
inflorescence	Concentration	4	48586	12146	28.52	<2e-16
	Time	6	63064	10511	30.49	<2e-16
Maturation of the ears corn	Concentration	4	50857	12714	31.53	<2e-16
	Time	6	59205	9868	27.54	<2e-16

Grâce au test post Hoc de Tukey (HSD), l'huile essentielle de *Myrtus communis* dénombre quatre groupes distincts (Fig. 59).

Le groupe A réunit la concentration 6mL/L avec des taux de mortalité corrigée sur des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* de 65,26% pour le stade végétatif, 65,24% pour le stade inflorescence et 65,18% pour le stade formation des épis, et la concentration 5mL/L avec des taux de mortalité corrigée entre 57,0% et 58,00% pour les trois stades de développement sus indiqués.

La concentration 4 mL/L liée au groupe B, mentionne des taux de mortalité corrigée de 44,87% au stade végétatif, 45,26% au stade inflorescence et 42,62% au stade formation des épis.

La concentration 3 mL/L corrélée au groupe C, indique des taux de mortalité corrigée aux trois stades respectifs suscités 28,81%, 30,44 % et 29,31%. La concentration 2 mL/L du groupe D, désigne des taux de mortalité corrigée de 18,58% au stade végétatif, 19,20% au stade inflorescence et 19,44% au stade formation des épis.

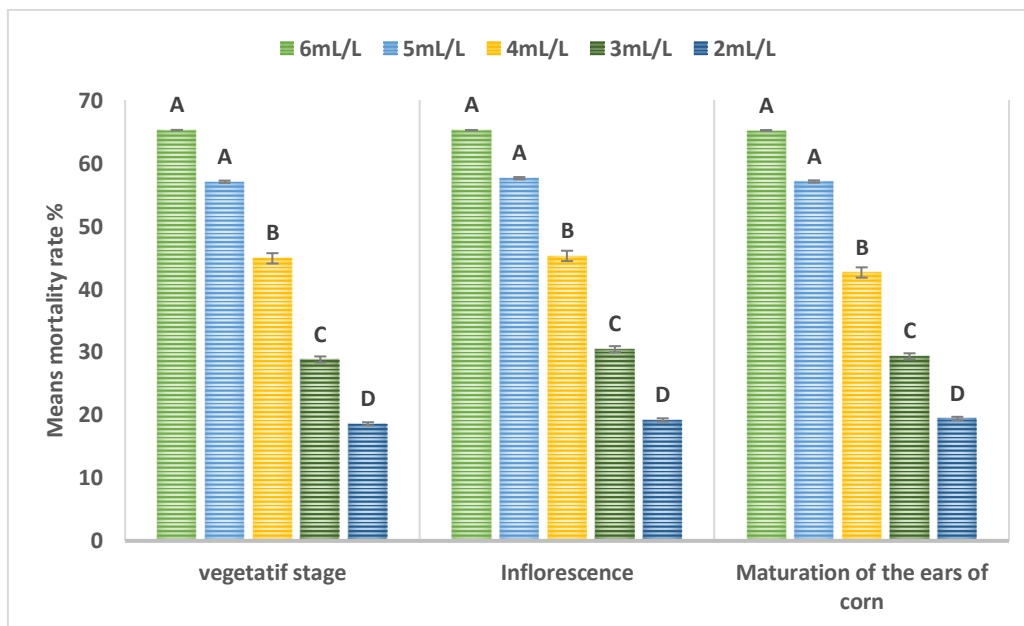


Figure 59 : Effets des concentrations de l'huile essentielle de *Myrtus communis* sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* à Oran

V.3.2.4. Effets comparatifs des huiles essentielles de *Foeniculum vulgare* et de *Myrtus communis* sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* à Oran

Le test ANOVA montre une différence significative entre les stades végétatif et inflorescence avec un P valeur inférieur à 0,0001 entre les huiles essentielles de *Foeniculum vulgare* et de *Myrtus communis*. Quant au stade de maturation des épis, le test ANOVA n'indique pas de différence significative entre les deux huiles essentielles des plantes sus mentionnées (Tab. 15), (Fig. 60).

Tableau 15 : Analyse de la variance des deux huiles essentielles en fonction des stades de développement

Modalité	Stade végétatif	Inflorescence	Stade de maturation des épis
<i>Foeniculum vulgare</i>	7.077 a	8.606 a	8.128 a
<i>Myrtus communis</i>	5.575 b	6.527 b	7.909 a
Pr > F(Modèle)	<0,0001	<0,0001	0.527

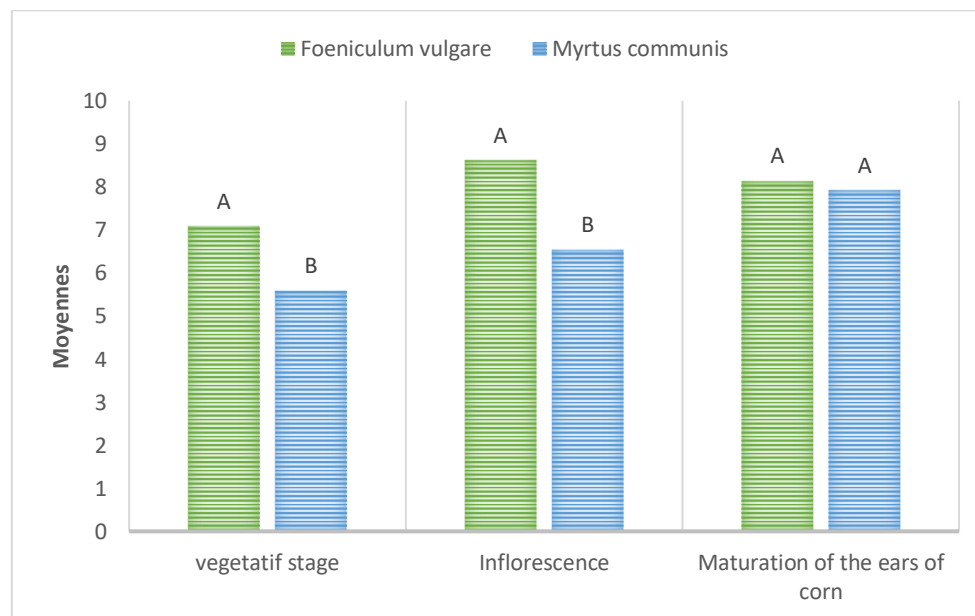


Figure 60 : Effets comparatifs des huiles essentielles de *Foeniculum vulgare* et de *Myrtus communis* sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* à Oran

V.3.2.5. Activité biologique de l'huile essentielle de *Myrtus communis* et de *Foeniculum vulgare* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* à El Meniaa

En conditions naturelles dans la région désertique d'EL Meniaa, les résultats révèlent une faible toxicité de l'huile essentielle de *Myrtus communis*, pour les cinq concentrations, sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* aux trois stades de développement de la culture du maïs.

Au stade végétatif, les résultats donnent, après cinq jours d'exposition aux traitements, une toxicité relativement faible de l'huile essentielle de *Myrtus communis*, aux concentrations 6mL/L, 5mL/L et 4mL/L avec des taux de mortalité corrigée proches de 15 %. Les concentrations, 3mL/L et 2mL/L montrent des taux de mortalité corrigée entre 8 % et 9 % pour la même durée d'exposition (Fig. 61).

Au stade de l'inflorescence, les résultats affichent, après quatre jours d'exposition aux traitements, une faible toxicité, aux concentrations 6mL/L, 5mL/L et 4mL/L, avec des taux de mortalité corrigée ne dépassant pas les 15 %. Les concentrations 3mL/L et 2mL/L enregistrent des taux de mortalité corrigée entre 9 % et 8 % pour la même durée d'exposition (Fig. 62).

Quant au stade de formation des épis, les résultats mentionnent, après quatre jours d'exposition aux traitements, une faible toxicité, aux concentrations 6mL/L et 5mL/L et 4mL/L, avec des taux de mortalité corrigée proches de 15 % (Fig. 63). Les concentrations 4mL/L, 3mL/L et 2mL/L dévoilent des taux de mortalité corrigée respectivement de 8.52% et 8.32%, pour la même durée d'exposition.

S'agissant de l'effet de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* appliquées sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* au niveau des trois stades de développement du maïs, les résultats enregistrent, après quatre jours d'exposition aux traitements, une toxicité très faible de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare*, aux cinq concentrations, avec des taux de mortalité corrigée variant entre 14,00% et 5.38%. (Fig. 64, 65, 66)

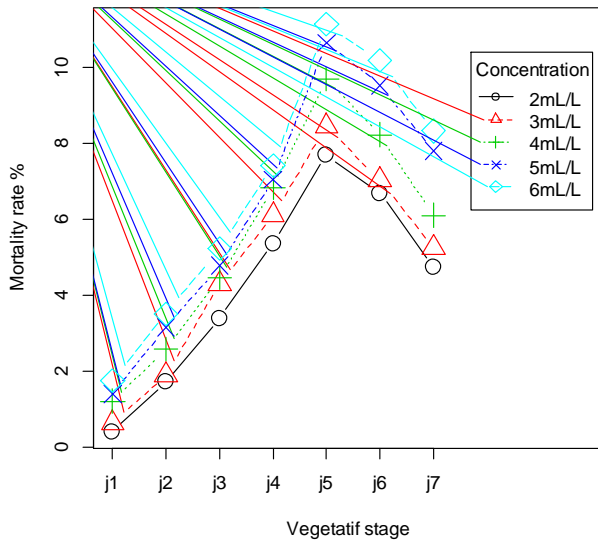


Figure 61 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Myrtus communis* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* au stade végétatif à El Meniaa

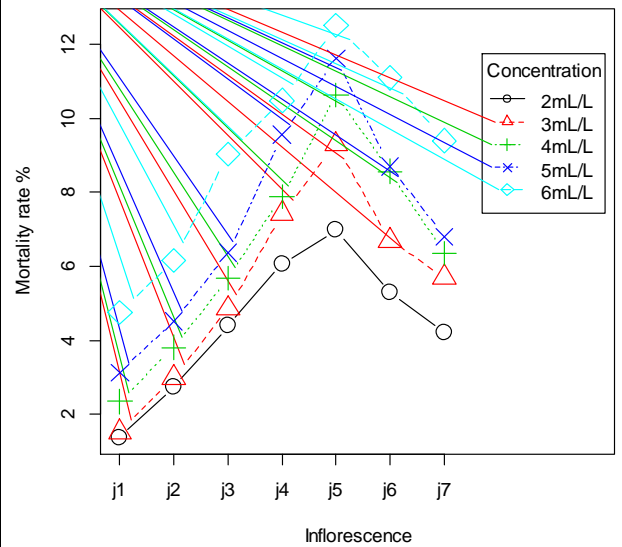


Figure 62 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Myrtus communis* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* au stade inflorescence à El Meniaa

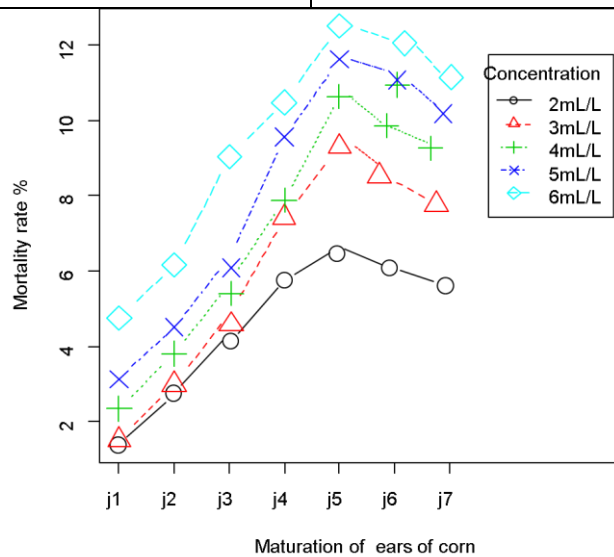


Figure 63 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Myrtus communis* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* au stade formation des épis à El Meniaa

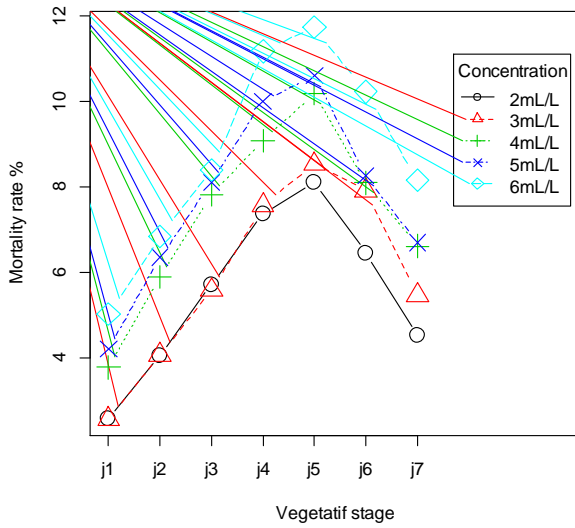


Figure 64 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* sur culture de maïs au stade végétatif à El Meniaa

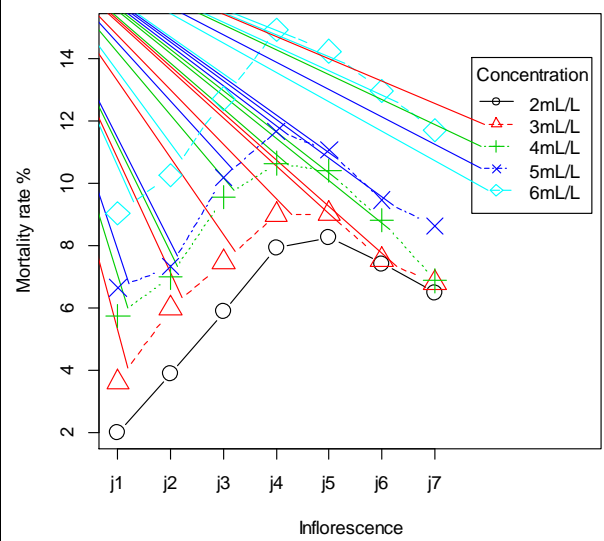


Figure 65 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* sur culture de maïs au stade de l'inflorescence à El Meniaa

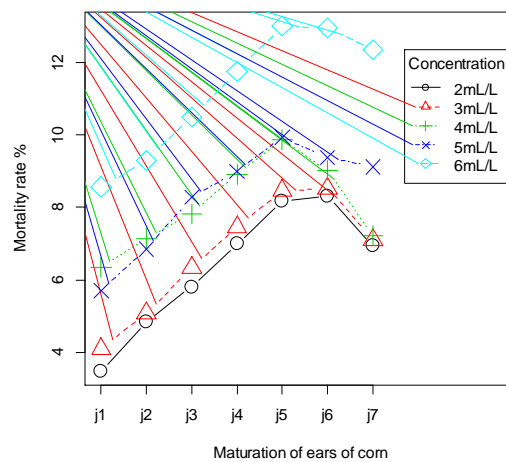


Figure 66 : Effets temporels de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* sur culture de maïs au stade formation des épis à El Meniaa

V.3.2.6. Effets comparés des concentrations de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* à El Meniaa

L'analyse de la variance type ANOVA affichent une différence significative pour les facteurs temps et concentrations avec une probabilité associée de P value $<2e-16$ de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* pour les trois stades de développement du maïs (Tab. 16).

Tableau 16 : Analyse de la variance de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*

Development stage	Source	DF	Sum Sq	Mean Sq	F value	P value
Vegetative stage	Concentration	4	243.771	60.943	24.994	$<2e-16$
	Time	6	706.599	117.767	48.299	$<2e-16$
inflorescence	Concentration	4	809.803	202.451	96.998	$<2e-16$
	Time	6	580.108	96.685	46.323	$<2e-16$
Maturation of the ears corn	Concentration	4	499.259	124.815	85.251	$<2e-16$
	Time	6	368.998	61.500	42.006	$<2e-16$

Le test post Hoc de Tukey classe l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* en cinq groupes distincts (Fig. 67). Le groupe A est en rapport avec la concentration 6mL/L pour les trois stades de développement du maïs avec des moyennes des taux de mortalité corrigée à 12,26%.

Le groupe AB concorde avec la concentration 5mL/L, aux stades végétatif et de l'inflorescence avec des moyennes des taux de mortalité corrigée équivalents de 7,75%.

Le groupe B est en relation avec la concentration 4mL/L et 5ml/L, aux trois stades de développement du maïs, avec des taux de mortalité corrigée communs de 9,25%.

Le groupe C regroupe les concentrations 3mL/L et 2mL/L pour les trois stades de développement du maïs avec des moyennes des taux de mortalité corrigée respectivement de 5,54% et 7,00 %. Le groupe D regroupe quant à lui la concentration 2mL/L, au stade de l'inflorescence, avec un taux moyen de mortalité corrigée de 5,98%.

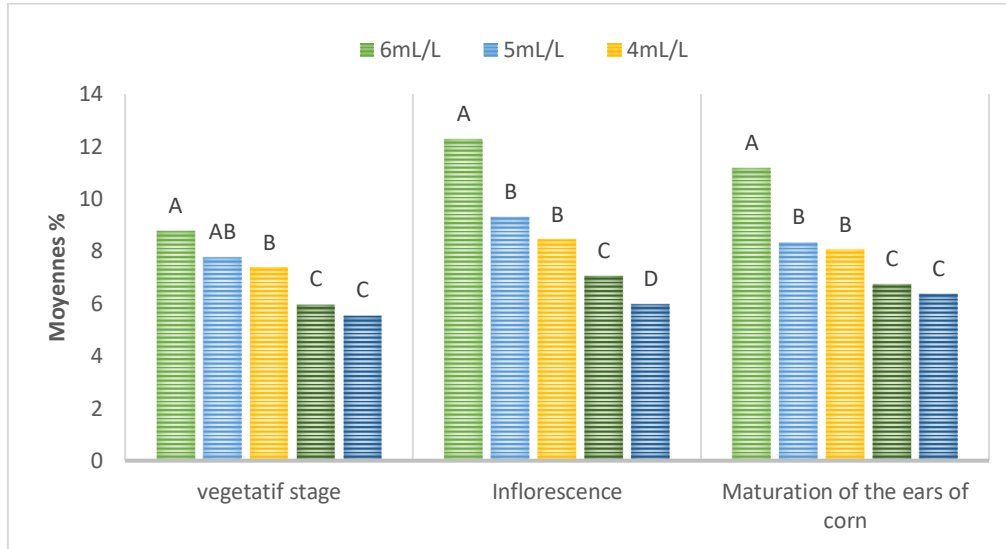


Figure 67 : Effets des concentrations de l’huile essentielle de *Foeniculum vulgare* sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* à El Meniaa

V.3.2.7. Effets comparés des concentrations de l’huile essentielle de *Myrtus communis* dans la région d’El Meniaa

Concernant l’huile essentielle de *Myrtus communis*, l’analyse de la variance type ANOVA prouve une différence significative pour les facteurs temps et concentration avec une probabilité associée de P value <2e-16 pour les trois stades de développement de la culture du maïs (Tab 17).

Tableau 17 : Analyse de la variance de l’huile essentielle de *Myrtus communis* sur le taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*

Development stage	Source	DF	Sum Sq	Mean Sq	F value	P value
Vegetative stage	Concentration	4	150.340	37.585	9.358	<2e-16
	Time	6	1387.389	231.231	57.574	<2e-16
inflorescence	Concentration	4	422.649	105.662	41.361	<2e-16
	Time	6	1031.442	171.907	67.292	<2e-16
Maturation of the ears corn	Concentration	4	368.641	92.160	27.007	<2e-16
	Time	6	1610.914	268.486	78.677	<2e-16

Grâce au test post Hoc de Tukey (HSD), l'huile essentielle de *Myrtus communis* est hiérarchisée en six groupes distincts (Fig. 70). Les concentrations 6mL/L et 5mL/L du groupe A, pour les trois stades, montrent des taux de mortalité corrigée de près de 10,30%.

La concentration 4 mL/L du groupe B souligne des taux de mortalité corrigée de 8,78% à la maturation des épis, 7,23% à l'inflorescence et 4,82% au stade végétatif.

La concentration 4 mL/L des groupes C, AB, et BC mentionnent des taux de mortalité corrigée similaires de 7,23% à la maturation des épis, 6,46 % à l'inflorescence et 5,60% au stade végétatif.

La concentration 3 mL/L du groupe B, renseigne sur un taux de mortalité corrigée de 4,82 % pour le stade végétatif. Le taux de mortalité corrigée est de 5,49% en groupe C, au stade de l'inflorescence, et de 6,84% au stade de maturation des épis, pour la même concentration.

Quant à la dose 2mL/L, elle regroupe les trois groupes B, C et D, avec des taux de mortalité corrigée analogues de 4,3 % à la phase végétative, 4,43% à l'inflorescence et 6,35% à la maturation des épis.

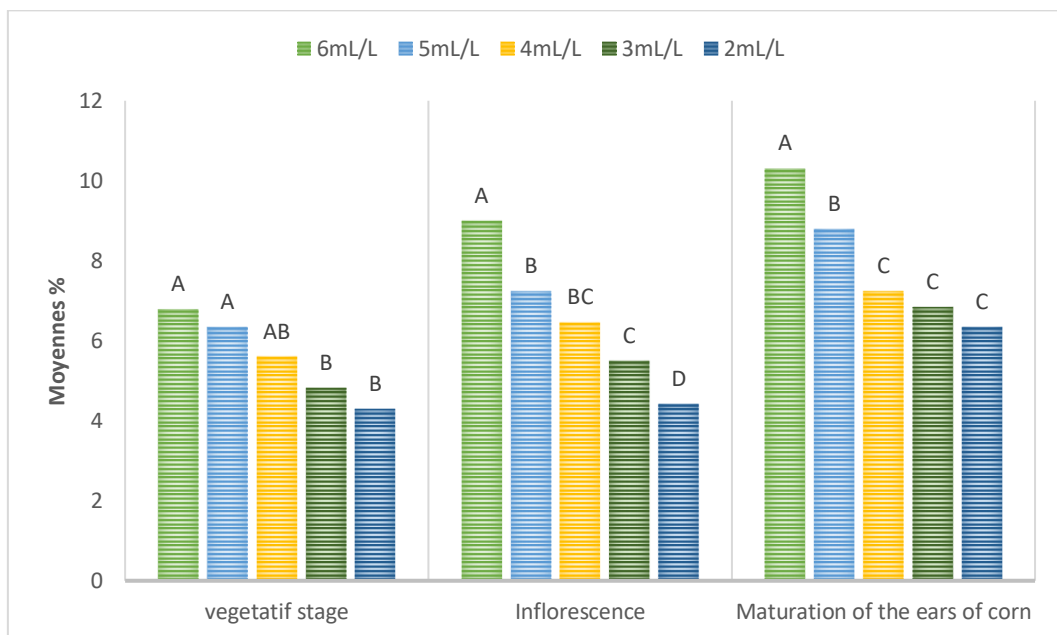


Figure 68 : Effets des concentrations de l'huile essentielle de *Myrtus communis* sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* à El Meniaa

V.3.2.8. Effets comparés de l'efficacité de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* dans les deux régions d'études, Oran et El Meniaa sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*

Le test ANOVA indique une différence significative entre les trois stades de développement du maïs avec un P valeur inférieur à 0,001 pour les deux régions d'études (Tab. 18).

Tableau 18 : Analyse de la variance de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* dans les régions d'études à Oran et El Meniaa

	Stade végétatif	Inflorescence	Maturation des épis
Oran	42,675 a	44,901 a	43,988 a
EL Meniaa	7,077 b	8,606 b	8,128 b
Pr > F(Modèle)	<0,0001	<0,0001	<0,0001

Grâce au test post Hoc de Tukey (HSD), les traitements effectués avec l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare*, à Oran et El Meniaa aux trois stades de développement, ont été classés en deux groupes distincts, le groupe A représentant les traitements effectués à Oran avec des taux de mortalité corrigée entre 42,67 % et 44,90 %, et les traitements du groupe B à El Meniaa avec des taux de mortalité entre 7,07% et 8,60% (Fig. 69).

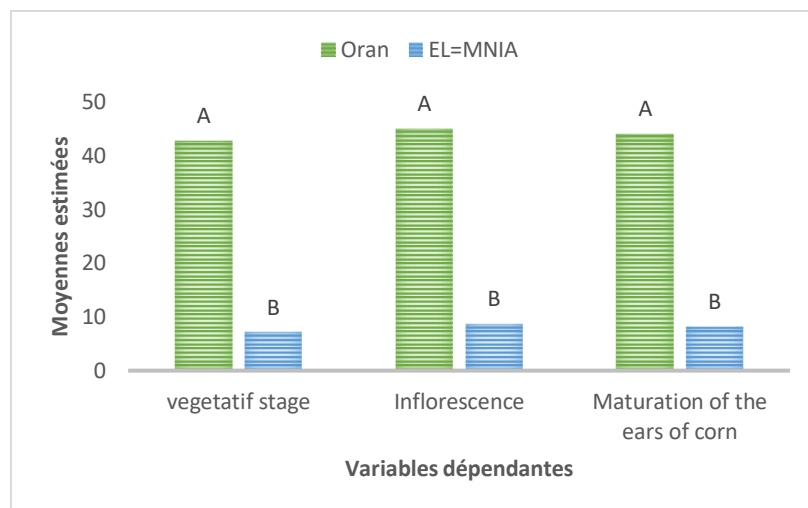


Figure 69 : Effets comparés de l'efficacité de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* dans les deux régions d'études, Oran et El Meniaa sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*

V.3.2.9. Effets comparés de l'efficacité de l'huile essentielle de *Myrtus communis* dans les régions d'études d'Oran et El Meniaa sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*

Le test ANOVA affiche une différence significative entre les trois stades de développements du maïs avec un P valeur inférieur 0,0001 pour les deux régions d'études (Tab. 19).

Tableau 19 : Analyse de la variance de l'huile essentielle de *Myrtus communis* dans les régions d'Oran et El Meniaa

	Stade végétatif	Inflorescence	Maturation des épis
Oran	43,159 a	42,206 a	41,476 a
EL Meniaa	5,575 b	5,948 b	7,909 b
Pr > F(Modèle)	<0,0001	<0,0001	<0,0001

Le test post Hoc de Tukey (HSD) montre que les traitements effectués aux trois stades de développement du maïs, avec l'huile essentielle de *Myrtus communis* à Oran et El Meniaa, sont classés en deux groupes distincts. Le groupe A représente les traitements effectués à Oran avec des taux de mortalité corrigée entre 41,47% % et 43,15 %, et le groupe B pour la région d'El Meniaa avec des taux entre 5,57% et 7,90% (Fig. 70).

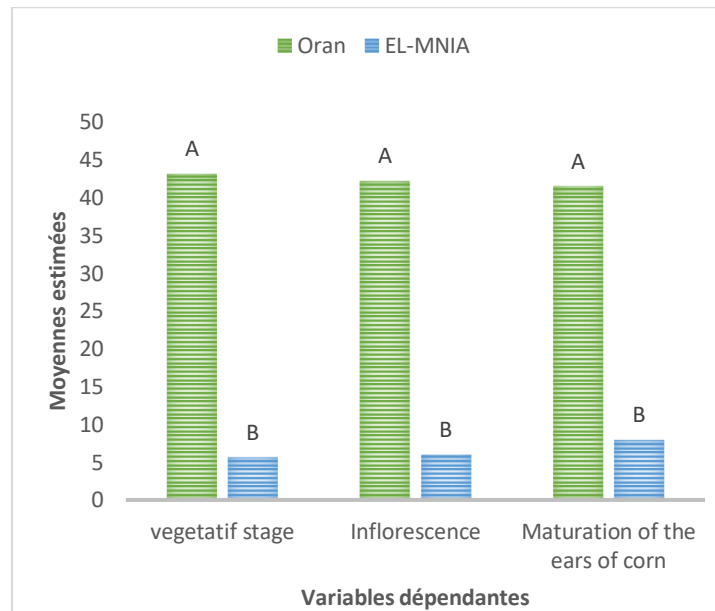


Figure 70 : Effets comparés de l'efficacité de l'huile essentielle de *Myrtus communis* dans les deux régions d'études, Oran et El Meniaa sur les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*

V.4. Discussion

V.4.1. Rendement

La teneur en huile essentielle des feuilles de *Foeniculum vulgare* est de 1,02 %, ce qui correspond aux résultats obtenus entre 0,7% et 1% par de nombreux auteurs comme rapportés par Teuscher et *al.*, (2005). En 2021 Hamada et *al.*, ont affiché un rendement de 0,89% en huile essentielle des feuilles de *Foeniculum vulgare* au Sud-est algérien.

Néanmoins, il est mis en évidence, par des scientifiques, la grande variabilité par hydrodistillation du rendement en huile essentielle des graines de *F. vulgare* dans beaucoup de pays. En effet, Gonzalez-Rivera et *al.*, (2016) ont signalé des rendements en huile essentielle des graines de *F. vulgare* entre 0,83% et 1,10% en Inde, et 1,2% à 5,06% dans certaines régions de Tunisie (Khammassi et *al.*, 2018).

En Algérie, Zoubiri et *al.*, (2014) et Boudraa et *al.*, (2021) ont indiqué respectivement des teneurs en huile essentielle des graines de *F. vulgare* de 0,93% à l'Est d'Algérie, et 0,77% au Centre-nord de l'Algérie. En conséquence, des résultats en rendement en huile essentielle dans les graines s'accordent avec ceux rapportés par de nombreux auteurs en rendement en huile essentielle des feuilles de *Foeniculum vulgare*.

Par ailleurs, le rendement obtenu en huile essentielle des feuilles de *Myrtus communis* concorde avec ceux rapportés dans la littérature scientifique. En effet, Bouzabata et *al.*, (2015) ont montré que les rendements en huiles essentielles des parties aériennes de *Myrtus communis* varient de 0,4% à 1,0% dans certaines régions de l'Est, du Centre et de l'Ouest de l'Algérie. Quant à Mohamadi et *al.*, (2021) ils ont signalé des rendements de 0,1% à 2,52% dans dix-neuf (19) sites localisés dans neuf (09) régions d'Algérie, Tandis que Foudil-Cherif et *al.*, (2013) ont enregistré 0,92% dans les feuilles de l'espèce sus indiquée à Gouraya, située au Nord-est de l'Algérie.

La variabilité des résultats est également enregistrée, en dehors de l'Algérie, en huiles essentielles extraites des feuilles de *Myrtus communis*. Ainsi les rendements varient de 0,47% à 1,47% pour le Myrte en Iran (Rahimmalek et *al.*, 2018) ; 0,76% en Yougoslavie (Savikin-Fodulovic et *al.*, 2000) ; 0,62% à 1,10 % en Turquie (Özcan et *al.*, 2010) ; 0,52% en Italie (Crescenzi et *al.*, 2021) ; 0,33% à 0,74% au Portugal (Gama et *al.*, 2014) ; 0,3 à 2,0 au Maroc (Viuda-Martos et *al.*, 2011) et 0,68 % en Arabie Saoudite (Khan et *al.*, 2014).

De ce fait, de nombreux facteurs peuvent influencer la quantité d'huile dans les parties (racines, tiges, fleurs et fruits ou graines) des deux espèces de plantes tels que la méthode de distillation (Bagheri et al., 2014), les conditions climatiques ou pédoclimatiques de la région (Khammassi et al., 2018), les facteurs génétiques (Dobravalskytė et al., 2013), la saison de récolte et l'origine géographique de l'espèce (Diaz-Maroto et al., 2005), le stade de maturation (Telci et al., 2009), et les conditions de stockage de l'échantillon (exposition à la lumière, température excessive,...) (Sayed Ahmed, 2018).

V.4.2. Analyse de la composition chimique des huiles essentielles

Notre chémotype alpha – pinène/ 1,8-cineole pour les parties aériennes a été confirmé par des travaux de recherche réalisés sur *M. communis* au Nord-est, Centre et Nord-ouest de l'Algérie (Berka-Zougali et al., 2010 ; Toudert et al., 2014 ; Bouzabata et al., 2015, Bekhechi et al., 2019).

Cependant, les travaux de Moghrani et Maachi, (2008) et (Loretz et al., 2011), révèlent que l'huile essentielle provenant du Centre de l'Algérie contient respectivement comme composés majoritaires 1,8-cinéole (15,8%) et le limonène (8,7%), suivi de l' α -pinène (2,9%), et 1,8-cinéole (46,98%) accompagné du cis-geraniol (25,18%).

Pour Hennia et al., (2016), l'huile essentielle des feuilles du myrte de la région Centre de l'Algérie, durant la période de fructification, est riche en limonène (23,4), linalool (15,4 %), géranyl acétate (10,9%), α -pinène (10,7%), linalyl acétate (8,2%) et 1,8-cinéole (6,6%).

Ces résultats ont mis en évidence l'existence de chémotypes algériens de types α -pinène/1,8-cinéole, 1,8-cinéole/limonène, 1,8-cinéole/geraniol et limonène/ linalool/ géranyl acétate. En conséquence, la composition chimique de l'huile essentielle des feuilles de *Myrtus communis*, Nord-est de l'Algérie appartient au même groupe chimique des pays de la Méditerranée comme la Sardaigne, la Corse et la Tunisie dont la composition est dominée par l' α -pinène (jusqu'à 68,0%) et le 1,8-cinéole (jusqu'à 31,9%) (Mohamadi et al., 2021).

Franceschini et al., (2016) rapportent que les myrtes de la Corse, la Sardaigne, la Tunisie, le Nord-est de l'Algérie et des portions de territoires de l'Italie, de la Grèce et de la Turquie appartiennent au même groupe génétique, et ont des huiles essentielles possédant des compositions chimiques proches (Akin et al., 2010 ; Mimica-Dukić et al., 2010 ; Bazzali et al., 2012 ; Walle et al., 2014). L' α -pinène reste le composé majoritaire tout au long de l'année ainsi que pour le 1,8-cinéole (Bradesi et Tournay, 2012).

En conséquence, il y a une homogénéité de la composition chimique de l'huile essentielle des parties aériennes de myrte produite dans ces pays en fonction du cycle de formation, de développement de la plante et de la saison de récolte. La possibilité qu'il y ait un lien direct entre les facteurs génétiques et la composition des huiles essentielles de *Myrtus communis* n'est pas à écarter.

Quant à l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare*, le composé majoritaire est l'anéthole de la famille des phénylpropènes (84,60%). En Algérie, les études pour déterminer les différents constituants des huiles essentielles des feuilles de *F. vulgare* sont très peu nombreuses à l'exception des graines et des fruits ou bulbes de *F. vulgare*.

A l'Est d'Alger, Boudraa et al., (2021), ont obtenu comme composant principal trans-anéthole (86,50%) suivi du camphore (7,70%) dans l'huile essentielle des graines de *F. vulgare*. Au Nord-ouest de l'Algérie, Ouis et Dhamyaa, (2014) indiquent que l'huile essentielle des bulbes de fenouil contient jusqu'à 74,63% de l'anéthole.

Du côté de l'Est d'Algérie Zoubiri et al., (2014) ont montré que l'huile essentielle des graines de fenouil contient E-anéthole (72,86%) et fenchone (12,93%). En revanche, Hamada et al., (2021), ont signalé l'alpha phéllandrène (29,44%), l'Aneth- Ether (21,52) et D-Limonène (10,11%) comme composants principaux au Sud-est de l'Algérie.

De nombreux auteurs, dans divers pays, ont mentionné le trans anéthole comme composant dominant dans l'huile essentielle des graines et fruits de *F. vulgare*. En effet, le trans anéthole est dominant dans l'huile essentielle des graines de *Foeniculum vulgare* en Turquie (84,12%) (Telci et al., 2009) ; au Brésil (74,20%) (Moura et al., 2017) ; en Tunisie (77,05%) (Benmoussa et al., 2019) ; en Chine (68,53%) (Diao et al., 2014) ; en Monténégro (62 %) (Damjanovic et al., 2005) ; en Norvège, Autriche et Moldavie (80,9% à 82%) (Raal et al., 2012 ; Acimovic et al., 2015).

Dans l'ensemble, les principaux composants sont des dérivés phénylpropanoïdes et des monoterpénoïdes. Le trans-anéthol, le fenchone et l'estragole sont les principaux monoterpènes oxygénés, tandis que le limonène est le composé monoterpénique majeur. D'autres hydrocarbures monoterpéniques sont également présents en proportions mineurs (l' α -pinène, camphre, linalol, etc....).

Ces travaux ont mis en évidence des variations quantitatives dans la composition chimique, mais l'anéthole est considéré comme composant principal dans les huiles essentielles des feuilles, des graines et des fruits ou bulbes de *F. vulgare* dans de nombreux pays.

Ces variations pourraient être attribuées à des facteurs liés à la diversité des climats des régions de culture (Diaz-Maroto et al., 2005), aux stades de maturation et du métabolisme d'adaptation des plantes (Roby et al., 2013), à des facteurs génétiques (Aprotosoia et al., 2010), aux méthodes d'extraction, et aux conditions d'analyse de l'huile essentielle (Diaz-Maroto et al., 2005).

V.4.3. Activités biologiques des huiles essentielles

Au regard des résultats enregistrés, les taux de mortalité sont surtout dus aux divers composés actifs contenus dans ces huiles essentielles, des doses utilisées et des temps d'exposition. Dans les conditions géographiques et climatiques de la zone d'étude d'Oran, et au regard de la technique de détermination de l'activité insecticide des huiles essentielles, les résultats ont montré une toxicité aigüe des huiles essentielles des feuilles de *Myrtus communis* et de *Foeniculum vulgare*, aux concentrations de 6mL/L et 5mL/L, sur les populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis* inféodées aux trois stades de développement de la culture du maïs, avec des taux de mortalité corrigée en hausse de 77,60% à 88,13%, à partir du quatrième jour d'exposition. Les concentrations 6mL/L et 5 mL/L se sont avérées les plus efficaces et les plus toxiques vis-à-vis des individus de *Rhopalosiphum maidis*.

En revanche, en région saharienne (El Méniaa), et avec la même technique de détermination de l'activité insecticide, la toxicité enregistrée est très faible des huiles essentielles des feuilles de *Myrtus communis* et de *Foeniculum vulgare*, aux concentrations de 6mL/L, 5mL/L et 4mL/L, sur les individus de *Rhopalosiphum maidis*, aux trois stades de développement du maïs, avec des taux de mortalité corrigée d'environ 15% à partir du quatrième jour d'exposition.

La littérature scientifique indique souvent que les huiles essentielles et leurs constituants exercent une activité d'insecticide de contact par pénétration au niveau du corps de l'insecte (Kim et al., 2002), et affectent des paramètres biologiques tels que le taux de croissance, la durée de vie et la reproduction de l'insecte (Isman, 2006).

Des études confirment, l'activité insecticide des monoterpènes (α et β pinène, 1,8 cinéole, camphène, linalool, β myrcène, α phellandrène, etc...), contenus dans les huiles essentielles, est liée à des mécanismes synergiques affectant des cibles multiples, avec effets dermocaustiques et néphrotoxiques (Roux, 2011, Velé, 2015).

Batish et al., (2008), ont observé un effet toxique des monoterpènes, notamment le 1,8-cinéole qui présente une forte toxicité sur plusieurs espèces d'insectes (Lucia et al., 2009) notamment contre *Sitophilus oryzae*, *Tribolium castaneum* et *Rhyzopertha dominica*.

Obeng-Ofori et Reichmuth, (1997) et Lee et al., (2004) ont démontré également l'effet insecticide du 1,8 cinéole par application topique sur *Sitophilus zeamais*, *Tribolium castaneum*, *Prostephanus truncatus* et *Sitophilus granarius*, à la dose de 7 μ l, induisant 100% de mortalité au bout de 48 h sur les quatre espèces de ravageurs. Le 1,8 cinéole a causé une inhibition totale du développement des œufs, des larves et des pupes de *S. granarius* et *S. zeamais*.

Zaid et al., (2022), indiquent, dans les conditions semi naturelles, que les constituants des extraits de feuilles de *Nerium oleander* tels que le D-limonène à un effet insecticide sur le puceron *Chaitophorus leucomelas*. Mills et al., (2006) montrent que le Terpinène-4-ol et le 1,8 Cinéole provoquent une inhibition de l'acétylcholinestérase. Au Maroc, l'activité insecticide de l'huile essentielle de *Myrtus communis* sur *Mayetiola destructor* affiche une mortalité de 80% chez les adultes en 120 minutes d'exposition avec une concentration 10 μ l/l, et une mortalité de 56 % dans les œufs, après 24h d'exposition avec 20 μ L/L (Lamiri et al., 2001).

En Iran, l'huile des feuilles de *M. communis* enregistre une mortalité de 62,2 % avec une concentration de 1,6 mg/cm² sur *Phlebotomus papatasi* (Yaghoobi-Ershadi et al., 2006). En Italie, l'huile de *M. communis* montre un effet larvicide sur *Aedes albopictus* (Conti et al., 2010). Topuz et al., (2007), ont démontré une toxicité de l'essence de *M. communis* sur les adultes et les œufs de *Tetranychus cinnabarinus*.

Selon, Kim et al., (2002), l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* est utilisée comme agent de lutte contre les insectes, et pourrait être utile dans la gestion des populations de plantes de plein cham. Elle est utilisée notamment contre *P. apterus* (Borotová et al., 2021). Chantraine et al., (1998) montrent que l'E-anéthol, l'E-nérolidol et le limonène sont des composés ayant une activité insecticide significative contre les larves d'*Aedes aegypti*.

Selon, Abdel-baki et *al.*, (2021), l'activité insecticide de différentes concentrations de l'huile de *Foeniculum vulgare* a significativement inhibé l'acétylcholinestrase aux différents stades de développement de *Musca domestica*, et est attribuée principalement à la présence de Trans-anéthole comme constituant majeur.

Derradji-Haffaf, (2013), ont obtenu une très forte mortalité sur *Sitophilus oryzae*, avec des huiles essentielles de *Thymus algériensis* et *Artemisia campestris*.

L'activité insecticide vis-à-vis de *Sitophilus oryzae* serait due à sa richesse en hydrocarbures monoterpènes et monoterpènes oxygénés (linalool, 1,8 cinéole, α -pinène, β -myrcène, β -pinène, α - phellandrène, β - pinène, limonène, etc...) (Hashemi et Safavi, 2012). Enfin, le trans-anéthol, ou (E)-anéthol est trouvé en grande quantité dans les huiles essentielles de *Pimpinella anisum* (anis vert), *Foeniculum vulgare* (fenouil), *Illicium verum* (badiane). Ce composé moléculaire comporte une composante stupéfiante, qui se manifeste à doses importantes (Jouault, 2012).

Dans des huiles essentielles, se trouvent, à des degrés moindres, des cétones tel que le fenchone qui présentent des risques de neurotoxicité (Jouault, 2012). Selon, Pavela, (2014), le trans-anéthole, accélère la mortalité des larves et des adultes de *Culex quinquefasciatus*.

De ce qui précède, certaines huiles essentielles sont des neurotoxiques (Huignard et *al.*, 2008 ; Jankowska et *al.*, 2019) et/ou inhibitrice du système enzymatique (Ketoh et *al.*, 2018). Pour certains auteurs, l'activité rapide des huiles essentielles contre les insectes ravageurs est un indicatif d'une activité neurotoxique (Kostyukovsky et *al.*, 2002 ; Priestley et *al.*, 2003 ; Isman, 2006).

Leurs cibles préférentielles les plus importantes sont localisées dans le système nerveux central. Ce sont le : canal sodium « voltage dépendant » (CsVd), l'acétylcholinestérase (AChE), le récepteur acide gamma-aminobutyrique (GABA_r) et le récepteur de l'octopamine (Nyamador, 2009).

En effet, les composés moléculaires neurotoxiques se fixent sur les sites du canal sodium et empêchent sa fermeture ce qui va perturber la transmission synaptique. Cette perturbation se manifeste par une phase d'excitation de l'insecte, associée à des troubles de la coordination des mouvements.

L'acétylcholinestérase (AChE) est une enzyme du système nerveux central de l'insecte. Les neurones sont séparés par un intervalle appelé la fente synaptique. La transmission de l'influx nerveux à travers cette synapse se fait à l'aide de l'acétylcholinestérase qui est le neurotransmetteur (Tomassolie, 2010).

L'acétylcholine est le médiateur chimique de la plupart des terminaisons nerveuses parasympathiques ou cholinergiques. Cette enzyme catalyse l'hydrolyse de l'acétylcholine en choline et en acide acétique dans les fentes synaptiques et dans certaines cellules comme les globules rouges. L'inhibition de l'activité de l'acétylcholinestérase (AChE) par des huiles essentielles empêche l'hydrolyse de l'acétylcholine dont l'accumulation perturbe le comportement des insectes et entraîne la contraction rapide des muscles puis la mort des insectes (Anderson et Coats, 2012).

Les huiles essentielles agissent aussi sur les récepteurs de GABA (Acide Gamma-aminobutyrique). Ces derniers interviennent principalement dans l'inhibition de la neurotransmission au niveau du système nerveux central (Jankowska et *al.*, 2019). Elles se fixent sur les récepteurs d'acide gamma-aminobutyrique et inhibent le fonctionnement du canal chlore qui lui est associé. Cette paralysie perturbe l'ensemble du fonctionnement du système nerveux (Priestley et *al.*, 2003).

L'autre cible des huiles essentielles est l'octopamine qui agit comme un neurotransmetteur. Elle a un effet régulateur sur les battements du cœur, la ventilation, la motricité, le vol et le métabolisme des invertébrés (Chiasson et Beloin, 2007). Les huiles monoterpènes agissent en se fixant sur les récepteurs de l'octopamine influençant ainsi la production de l'adénosine monophosphate cyclique (AMPc ou molécule intermédiaire dans l'action du neurotransmetteur) et du calcium au niveau cellulaire ou intracellulaire (Enan, 2005).

De plus, les monoterpénoïdes sont des composés lipophiles qui peuvent pénétrer dans les insectes rapidement et interférer avec leurs fonctions physiologiques (Lee et *al.*, 2022). La nature lipophile des huiles essentielles peut altérer le revêtement cuticulaire protecteur des insectes notamment contre les pertes d'eau dans les trachées et les sacs d'air, ce qui induit l'asphyxie de l'insecte (Chiasson et Beloin, 2007).

Certes, les résultats des taux de mortalité corrigé, en région saharienne (El Méniaa), des huiles essentielles des feuilles de *Myrtus communis* et de *Foeniculum vulgare*, sur les individus de *Rhopalosiphum maidis*, aux trois stades de développement du maïs, à partir du quatrième jour d'exposition, ne sont pas très significatifs, et peuvent conduire à conclure à l'inexistence d'effets de ces huiles essentielles. Cependant, il est reconnu scientifiquement que les huiles essentielles présentent une forte instabilité vis-à-vis de divers facteurs extrinsèques et intrinsèques.

A ce titre, les huiles essentielles des feuilles de *Foeniculum vulgare* et de *Myrtus communis* ont été conservées au réfrigérateur dans des tubes opaques en verre, à une température de 5°C afin de minimiser la présence d'air et les préserver à l'abri surtout de la lumière, l'oxygène et l'humidité. Les possibilités de dégradation sont nombreuses, entre autres, l'oxydation, l'isomérisation, la polymérisation, la racémisation, le réarrangement thermique, la volatilisation, etc. (Turek et Stintzing, 2013). Les réactions d'oxydation sous l'effet de la température peuvent être classées en quatre groupes : clivage de la double liaison, formation d'époxydes, déshydrogénation et formation d'un noyau aromatique ainsi que l'oxydation des alcools en cétones et aldéhydes (McGraw et McMahan, 1999).

L'oxydation des huiles essentielles peut se dérouler à faible température en produisant principalement des radicaux peroxydes et des hydroperoxydes. Des réactions de réarrangement ou de transposition peuvent avoir lieu même en absence de l'oxygène. Au cours de ces réactions certains atomes ou groupement d'atomes changent seulement de place dans la molécule.

Dans ce cas, Il est conseillé de traiter les huiles essentielles par un gaz inerte (Turek et Stintzing, 2013). Les conséquences directes sur l'huile essentielle sont une possible modification de ses propriétés et /ou la mise en cause de son innocuité.

A titre d'exemple, Misharina et Polshkov, (2005) ont montré que l'oxydation de l'huile essentielle de *Foeniculum vulgare* est plus rapide en présence de lumière. En effet, après deux mois à température ambiante et en présence de lumière, le trans-anéthol est totalement oxydé en anisaldéhyde et/ou isomérisé en cis-anéthol.

S'ajoutent des contraintes multiples de manipulation des huiles essentielles aux laboratoires, en pleins champ ou en milieux fermés, et de transport, même avec un véhicule doté d'un petit réfrigérateur, sur de longue distance, à cause des arrêts répétés pour causes de remplissage de carburant, de restauration, de nuités, etc.... Ces contraintes peuvent entraîner des modifications

involontaires de la qualité des huiles essentielles. La chaleur et la lumière du soleil peuvent modifier la composition chimique des huiles essentielles (Kfoury et *al.*, 2015).

Les objectifs de ce travail, n'ont pas prévu l'éventualité de caractériser sur le plan physique et chimique les huiles essentielles. Si tel était le cas, la dégradation des huiles essentielles peut être facilement révélée par la mesure des indices chimiques (indice de peroxyde, indice d'acide, etc...), par la détermination de grandeurs physiques (indice de réfraction, pouvoir rotatoire, miscibilité à l'éthanol, densité relative, etc...) et par l'analyse chromatographique (Turek et Stintzing, 2013). Pour l'exemple, les peroxydes sont connus comme étant à la fois très réactifs et très sensibilisants. Ils transmettent facilement leur état d'oxydation et induisent l'hypersensibilité par exposition répétée.

En conclusion, les mesures de protection contre l'oxygène de l'air, la lumière et la température élevée, permettraient, certes, de ralentir significativement le processus d'oxydation. Mais ces mesures, même très rigoureuses, freinent le processus d'oxydation, mais ne l'arrêtent pas. Par conséquent, en régions sahariennes, la réponse de *Rhopalosiphum maidis* à l'effet contact des deux huiles essentielles serait liée surtout au contrôle de la qualité des huiles essentielles, par des techniques analytiques (tests physiques et chimiques), à l'augmentation des concentrations et du temps d'exposition. Par conséquent ces huiles essentielles ont leur place comme moyen de lutte biologique pour la gestion des insectes ravageurs en plein champ (Chiasson et Beloin, 2007).

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Ce travail de recherche a pour objectif principal d'évaluer l'activité insecticide, en conditions de plein champ, des huiles essentielles extraites des feuilles de *Myrtus communis* et *Foeniculum vulgare*, sur des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*, inféodées à la culture du maïs aux trois stades de développement (végétatif, inflorescence et formation des épis), dans les régions ouest (Hassiane Ettoual, à Oran) et sud (El Méniaa) de l'Algérie.

Dans ce cadre, différents paramètres ont été étudiés à travers différentes expérimentations. Des feuilles de *M. communis* L, et *F.vulgare* ont été récoltées et séchées à l'ombre ; puis les huiles essentielles ont été extraites par hydrodistillation. Les huiles essentielles obtenues ont été analysées par chromatographie en phase gazeuse couplée à un spectromètre de masse.

L'activité insecticide a été évaluée par pulvérisations directes contre des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*, inféodées à la culture de maïs en développement (stades 6 feuilles, inflorescence et formation des épis), aux concentrations 2mL/L, 3mL/L, 4mL/L, 5mL/L et 6mL/L.

Les résultats, en rendements en huiles essentielles, ont été de 1,02 % et de 0,9 % pour respectivement *Foeniculum vulgare* et *Myrtus communis*. Les constituants identifiés par GC/MS étaient en majorité des monoterpènes et monoterpènes oxygénés. L'anéthole était le composant majeur (84,60%) de *F. vulgare* avec des composés minoritaires D-limonène (5,91%), alpha-pinène (2,61%) et L-fenchone (2,51%).

Les composés majoritaires de *Myrtus communis* étaient l'alpha - pinène (55,47%) et 1,8-cineole (28,00%), et des composés minoritaires l'acétate néryl (1,65%), alpha-terpinéol (1,62%), méthyleugénol (1,51%), linalool (1,46%), caryophyllène (1,37%) et géranyl acétate (1,05%).

D'après les analyses obtenues, dans les conditions géographiques et climatiques de la zone d'étude d'Oran, 4 jours de pulvérisations directes, à base d'huiles essentielles de *Myrtus communis* et de *Foeniculum vulgare*, ont été suffisants pour atteindre une activité insecticide efficace et toxique, en conditions de plein champ, avec des taux de mortalité corrigée de 77,60% à 88,13%, pour les concentrations 6mL/L et 5mL/L, sur des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*, inféodées aux trois stades de développement de la culture du maïs.

Les taux de mortalité corrigée des populations hétérogènes de *Rhopalosiphum maidis*, par pulvérisation directe variaient en fonction des concentrations en huiles essentielles de *Myrtus communis* et de *Foeniculum vulgare*. Il y avait donc un effet significatif du facteur dose, et par conséquent un effet insecticide. L'activité insecticide des huiles essentielles peut être due soit à ses composés majeurs ou à la synergie et/ou effets antagonistes de tous ses composés actifs.

A El Méniaa, au sud de l'Algérie, à plus de 900 km d'Oran, avec la même technique de détermination de l'activité insecticide et avec les mêmes concentrations d'huiles essentielles, la toxicité était très faible, sur des individus de *Rhopalosiphum maidis*, inféodés aux trois stades de développement du maïs, avec des taux de mortalité corrigée maximum de 15%, au quatrième jour d'exposition.

Ces huiles essentielles sont composées de molécules ayant déjà démontré leur potentiel insecticide à travers différents modes d'action notamment par pulvérisation directe. Dans ces conditions, se pose tout naturellement la question de la qualité des huiles, et par conséquent des variations de la composition dans l'utilisation des huiles essentielles, en tous lieux et en toutes circonstances, pour garantir leur grande stabilité dans le temps.

La composition chimique des huiles essentielles est influencée par de nombreux facteurs, surtout ceux propres à la plante, à son environnement de culture, à toutes les étapes de traitement allant de la collecte, l'extraction et le stockage. La composition des huiles essentielles est également influencée, par les conditions et le temps de conservation, l'exposition à la chaleur, à la lumière, à l'oxygène et à l'humidité.

Très peu d'études ont été réalisées sur les facteurs de variation dans la composition des huiles essentielles ainsi que les conséquences de ces fluctuations sur leur activité d'efficacité insecticide. A température ambiante, les huiles essentielles sont des liquides, et sont volatils. Les monoterpènes des huiles essentielles sont très volatils avec l'augmentation de la chaleur.

De plus, toutes les huiles ne sont pas égales pour la conservation. A titre d'exemple, l'huile essentielle du fenouil (*Foeniculum vulgare* L.) est relativement instable, même dans l'obscurité.

Les molécules terpéniques, très présentes dans les huiles essentielles, ont des prédispositions à plusieurs réactions, en cas d'exposition longue à la lumière, à l'air ou à une température élevée.

A titre d'exemple, des réactions d'oxydation peuvent entraîner la formation de peroxydes très instables pouvant survenir suite à un choc, à un frottement et à un apport de chaleur. Ce qui explique, la grande précaution à apporter aux conditions de conservation des huiles essentielles afin d'en préserver leurs propriétés. Des manipulations diverses, lors du transport sur de longues distances des huiles essentielles, peuvent également induire des variations dans la concentration des composés ou même l'apparition de nouvelles molécules pouvant altérer la qualité des huiles essentielles.

Outre, les facteurs intrinsèques, les huiles essentielles subissent une forte instabilité dues aux influences de l'extérieur. A cause de leur instabilité, il faut envisager des tests physiques et chimiques, pour le contrôle de la qualité des huiles essentielles particulièrement en milieu désertiques. Le contrôle permettra une meilleure évaluation des résultats de l'activité insecticide de ces huiles essentielles dotées de composés naturels d'effets insecticides.

Aussi, comme perspectives à ce travail, des études supplémentaires sont à prévoir en zones désertiques où l'agressivité de l'écosystème notamment la chaleur et/ou la sécheresse, et la conservation des huiles essentielles, en toutes circonstances, impactent sérieusement leur qualité. Dans ces conditions, il peut être envisagé des études de caractérisation physico chimiques et de chromatographie en phase gazeuse des huiles essentielles pour évaluer leur qualité et juger leur activité insecticide. Ces études seraient, sans aucun doute, très utiles pour confirmer de nouveau l'intérêt croissant accordé aux huiles, qui sont considérées comme des sources de composés bioactifs de lutte contre des insectes ravageurs dans le cadre de stratégies de lutte intégrée.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Abbott, W. S. (1925).** A method of computing the effectiveness of an insecticide. *J. econ. Entomol.*, 18(2), 265-267. <http://dx.doi.org/10.1093/jee/18.2.265a>
2. **Abdel-Baki, A. A. S., Aboelhadid, S. M., Sokmen, A., Al-Quraishy, S., Hassan, A. O., et Kamel, A. A. (2021).** Larvicidal and pupicidal activities of *Foeniculum vulgare* essential oil, trans-anethole and fenchone against house fly *Musca domestica* and their inhibitory effect on acetylcholinestrase. *Entomological Research*, 51(11), 568-577.
3. **Abdellaoui, M., Derouich, M., et El-Rhaffari, L. (2020).** Essential oil and chemical composition of wild and cultivated fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.): A comparative study. *South African Journal of Botany*, 135, 93-100.
4. **Aboutabl, E. A., Meselhy, K. M., Elkhreisy, E. M., Nassar, M. I., et Fawzi, R. (2011).** Composition and bioactivity of essential oils from leaves and fruits of *Myrtus communis* and *Eugenia supraxillaris* (Myrtaceae) grown in Egypt. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*, 14(2), 192-200. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2011.10643921>
5. **Aci, M. M. (2012).** Utilisation des marqueurs SSRs pour l'étude de la diversité génétique de quelques populations algériennes de maïs (*Zea mays* L.) (Doctoral dissertation). p84.
6. **Aćimović, M. G., Tešević, V., Todosijević, M., Djisalov, J., et Oljaca, S. (2015).** Compositional characteristics of the essential oil of *Pimpinella anisum* and *Foeniculum vulgare* grown in Serbia. *Botanica Serbica*, 39(1), 9-14.
7. **Adio, A. M., Paul, C., Kloth, P., et König, W. A. (2004).** Sesquiterpenes of the liverwort *Scapania undulata*. *Phytochemistry*, 65(2), 199-206.
8. **AgriMag (2020).** Piloter l'irrigation du maïs, Agriculture du maghreb, www.AgriMag.com. p24.
9. **Akgül, A., et Bayrak, A. (1988).** Comparative volatile oil composition of various parts from Turkish bitter fennel (*Foeniculum vulgare* var. *vulgare*). *Food Chemistry*, 30(4), 319-323. [https://doi.org/10.1016/0308-8146\(88\)90117-3](https://doi.org/10.1016/0308-8146(88)90117-3)
10. **Akin, M., Aktumsek, A., et Nostro, A. (2010).** Antibacterial activity and composition of the essential oils of *Eucalyptus camaldulensis* Dehn. and *Myrtus communis* L. growing in Northern Cyprus. *African journal of biotechnology*, 9(4).

11. **Alam, M. Z., Braun, G., Norrie, J., et Mark Hodges, D. (2014).** Ascophyllum extract application can promote plant growth and root yield in carrot associated with increased root-zone soil microbial activity. *Canadian Journal of Plant Science*, 94(2), 337-348.
12. **Alam, P., Abdel-Kader, M. S., Alqarni, M. H., Zaatout, H. H., Ahamad, S. R., et Shakeel, F. (2019).** Chemical composition of fennel seed extract and determination of fenchone in commercial formulations by GC–MS method. *Journal of food science and technology*, 56, 2395-2403.
13. **Ameline, A., Garnier, D., Gheddar, L., Richeval, C., Gaulier, J. M., Raul, J. S., et Kintz, P. (2019).** Identification and analytical characterization of seven NPS, by combination of 1H NMR spectroscopy, GC–MS and UPLC–MS/MS®, to resolve a complex toxicological fatal case. *Forensic Science International*, 298, 140-148.
14. **Amiour, N., Décousset, L., Rouster, J., Quenard, N., Buet, C., Dubreuil, P., ... et Hirel, B. (2021).** Impacts of environmental conditions, and allelic variation of cytosolic glutamine synthetase on maize hybrid kernel production. *Communications Biology*, 4(1), p1095.
15. **Anderson, J. A., et Coats, J. R. (2012).** Acetylcholinesterase inhibition by nootkatone and carvacrol in arthropods. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 102(2), 124-128.
16. **ANIREF. (2020).** Statistiques agricoles de la Wilaya d'Oran. Agence Nationale des Inventaires et des Recherches en Écologie et Foresterie, Oran. p04.
17. **Aoki, Y., Okamura, Y., Tadaka, S., Kinoshita, K., et Obayashi, T. (2016).** ATTED-II in 2016: a plant coexpression database towards lineage-specific coexpression. *Plant and Cell Physiology*, 57(1). p78.
18. **Aprotosoiaie, A. C., Spac, A., Hancianu, M., Miron, A., Tanasescu, V. F., Dorneanu, V., et Stanescu, U. (2010).** The chemical profile of essential oils obtained from fennel fruits (*Foeniculum vulgare* Mill.). *Farmacia*, 58(1), 46-53.
19. **Aquiloni, L., Brusconi, S., Cecchinelli, E., Tricarico, E., Mazza, G., Paglianti, A., et Gherardi, F. (2010).** Biological control of invasive populations of crayfish: the European eel (*Anguilla anguilla*) as a predator of *Procambarus clarkii*. *Biological invasions*, 12, 3817-3824.
20. **Attout, S. (2017).** *Toxicité des huiles essentielles*. Éditions du Monastère, Paris.p27.

21. Aydın, C., et Özcan, M. M. (2007). Determination of nutritional and physical properties of myrtle (*Myrtus communis* L.) fruits growing wild in Turkey. *Journal of food engineering*, 79(2), 453-458.
22. Ayvaz, A., Sagdic, O., Karaborklu, S., et Ozturk, I. (2010). Insecticidal activity of the essential oils from different plants against three stored-product insects. *Journal of insect science*, 10(1), p21.
23. Baba Aissa, F. (1991). Les plantes médicinales en Algérie. *coédition Bouchene et ad. Diwan, Alger*, 29.
24. Badoc, A., Aminar, Z., Lamarti, A., et Deffieux, G. (1998). Action de la colchicine lors de la micropropagation du Fenouil (*Foeniculum vulgare* Mill.) sur l'huile essentielle des fruits. *bulletin-societe de pharmacie de bordeaux*, 137, 25-36.
25. Badu-Apraku, B., Fakorede, M. A. B., et Lum, A. F. (2007). Evaluation of experimental varieties from recurrent selection for *Striga* resistance in two extra-early maize populations in the savannas of West and Central Africa. *Experimental Agriculture*, 43(2), 183-200.
26. Bagheri, H., Manap, M. Y. B. A., et Solati, Z. (2014). Response surface methodology applied to supercritical carbon dioxide extraction of *Piper nigrum* L. essential oil. *LWT-Food Science and Technology*, 57(1), 149-155.
27. Bagnouls, F., et Gaussen, H. (1953). The dry season and the xerothermic index. 1953, Vol. 1, tome 3, No. art. 8, p47.
28. Baker, O. S., Norris, E. J., et Burgess IV, E. R. (2023). Insecticidal and Synergistic Potential of Three Monoterpenoids against the Yellow Fever Mosquito, *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae), and the House Fly, *Musca domestica* (Diptera: Muscidae). *Molecules*, 28(7), 3250.
29. Bakroune, N., Boultif, M., et Saharaoui, L. (2021). First Record of *Greenidea ficicola* (Takahashi, 1921) (Hemiptera: Aphididae) in Biskra Region (Northern Sahara of Algeria). *Egyptian Academic Journal of Biological Sciences. A, Entomology*, 14(4), 197-200.
30. Barboni, T., Venturini, N., Paolini, J., Desjobert, J. M., Chiaramonti, N., et Costa, J. (2010). Characterisation of volatiles and polyphenols for quality assessment of alcoholic beverages prepared from Corsican *Myrtus communis* berries. *Food Chemistry*, 122(4), 1304-1312..

31. **Bassyouni RH, Wali IE, Kamel Z, Kassim MF (2018)** Fennel oil: A promising antifungal agent against biofilm forming fluconazole resistant *Candida albicans*. *J Herb Med*, 15, 100-227. <https://doi.org/10.1016/j.hermed.2018.08.002>
32. **Bastien, J. (2008)**. "Role of natural compounds in pest management." *Journal of Plant Protection Research*, 48(3), 179-187.
33. **Batish, D. R., Singh, H. P., Kohli, R. K., et Kaur, S. (2008)**. Eucalyptus essential oil as a natural pesticide. *Forest ecology and management*, 256(12), 2166-2174.
34. **Bautista-Salas, A. M. (2009)**. Caractérisation agro-morphologique et moléculaire d'une collection de landraces péruviennes de pigeonpea (*Cajanus cajan* L. Millsp.) pour l'analyse de sa diversité. *Département de Biologie Unité de Recherche en Biologie Cellulaire et Moléculaire Végétale*.
35. **Baytop, T. (1999)**. Past and Present Treatment Plant in Turkey.p17.
36. **Bazzali, O., Tomi, F., Casanova, J., et Bighelli, A. (2012)**. Occurrence of C8–C10 esters in Mediterranean *Myrtus communis* L. leaf essential oil. *Flavour and fragrance journal*, 27(5), 335-340.
37. **Bekhechi, C., Watheq Malti, C. E., Boussaïd, M., Achouri, I., Belilet, K., Gibernau, M., ... et Tomi, F. (2019)**. Composition and chemical variability of *Myrtus communis* leaf oil from Northwestern Algeria. *Natural Product Communications*, 14(5). p77.
38. **Belalia, N., Lupini, A., Djemel, A., Morsli, A., Mauceri, A., Lotti, C., ... et Sunseri, F. (2019)**. Analysis of genetic diversity and population structure in Saharan maize (*Zea mays* L.) populations using phenotypic traits and SSR markers. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 66, 243-257.
39. **Beleragueb, M. (1996)**. Monographie agricole. *Direction des services agricole, wilaya de Ghardaïa*, 1-6.
40. **Bellal, S. A., Mokrane, S., Ghodbani, T., et Dari, O. (2015)**. Ressources, usagers et gestionnaires de l'eau en zone semi-aride: Le cas de la wilaya d'Oran (ouest algérien). *Territoire en mouvement Revue de géographie et aménagement. Territory in movement Journal of geography and planning*, (25-26).
41. **Benallou F et Tafret. I. (2018)**. Caractérisation et l'étude de l'effet thérapeutique de la plante *Atriplex Halimus* (Algérien). p105.

42. **Bencherif, S. (2011).** L'élevage pastoral et la céréaliculture dans la steppe algérienne. Évolution et possibilités de développement (Doctoral dissertation, AgroParisTech). p77.
43. **Benjelloun, M., Rais, C., Wahid, N., EL Ghadraoui, L., et Mhamdi, M. A. (2013).** Evaluation de la tolérance de *Myrtus communis* L. au stress hydrique au stade germinatif. Bulletin de l'Institut Scientifique, Rabat, Section Sciences de la Vie, 35, 19-26.
44. **Benmoussa, H., Farhat, A., Romdhane, M., et Bouajila, J. (2019).** Enhanced solvent-free microwave extraction of *Foeniculum vulgare* Mill. essential oil seeds using double walled reactor. *Arabian Journal of Chemistry*, 12(8), 3863-3870. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2016.02.010>
45. **Benutzer, G. (2006).** Flower diagram of *Myrtus communis*. Strasburger, Noll, Schenck, Schimper: Auflage, Gustav Fischer, Jena 1900. Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. p 4.
46. **Berka-Zougali, B., Hassani, A., Besombes, C., et Allaf, K. (2010).** Extraction of essential oils from Algerian myrtle leaves using instant controlled pressure drop technology. *Journal of chromatography A*, 1217(40), 6134-6142.
47. **Bernays, E. A., et Chapman, R. E. (1994).** Behavior: the impact of ecology and physiology. *Host-plant selection by phytophagous insects*, 166-205.
48. **Berque, J., (1962).** Le Maghreb entre deux guerres. Editions seuil. Paris. 438 p.
49. **Besombes, C. (2008).** Contribution à l'étude des phénomènes d'extraction hydro-thermo-mécanique d'herbes aromatiques: applications généralisées (Doctoral dissertation, Université de La Rochelle). p57.
50. **Bessaoud, O., Pellissier, J. P., Rolland, J. P., et Khechimi, W. (2019).** *Rapport de synthèse sur l'agriculture en Algérie* (Doctoral dissertation, CIHEAM-IAMM). p65.
51. **Blackman, R. L., et Eastop, V. F. (2000).** Aphids on the world's crops: An identification and information guide. Wiley. p34.
52. **Blackman, R. L., et Eastop, V. F. (2006).** Aphids on the herbaceous plants and shrubs: the Natural History Museum. *Wiley, New York*, 2, 1439.
53. **Blackman, R. L., et Eastop, V. F. (2007).** Aphids as Crop Pests. *CAB International, Wallingford*. Taxonomic issues, 1–29. <https://doi.org/10.1079/9780851998190.0001>.
54. **Blackman, R. L., et Eastop, V. F. (2012).** Aphids on the world's crops: An identification and information guide (2nd ed.). Wiley-Blackwell.145p

55. Bonmatin, J. M., Marchand, P. A., Charvet, R., Moineau, I., Bengsch, E. R., et Colin, M. E. (2005). Quantification of imidacloprid uptake in maize crops. *Journal of agricultural and food chemistry*, 53(13), 5336-5341.
56. Borotová, P., Galovičová, L., Valková, V., Ďúranová, H., Vuković, N., Vukić, M., ... et Kačániová, M. (2021). Biological activity of essential oil from. *Acta Horticulturae et Regiotecturae*, 24(2), 148-152.
57. Borror, D. J., DeLong, D. M., et Triplehorn, C. A. (1981). Collecting, Preserving and Studying Insects, An introduction to the study of insects, Charles A. Triplehorn and Norman F. Johnson, 745-778.
58. Bouabida, N., Benoufella-Kitous, K., Amar, S. A., & Medjdoub-Bensaad, F. (2020). Aphid diversity in two food legume crops: fava bean and pea in Naciria region, and first record of *Melanaphis sacchari* (Zehntner, 1897) in Algeria. *Journal of Entomological and Acarological Research*, 52(1). <https://doi.org/10.4081/jear.2020.9503>
59. Bouallègue, M., Filée, J., Kharrat, I., Mezghani-Khemakhem, M., Rouault, J. D., Makni, M., et Capy, P. (2017). Diversity and evolution of mariner-like elements in aphid genomes. *BMC genomics*, 18, 1-12.
60. Boudjelal, A., Henchiri, C., Sari, M., Sarri, D., Hendel, N., Benkhaled, A., et Ruberto, G. (2013). Herbalists and wild medicinal plants in M'Sila (North Algeria): An ethnopharmacology survey. *Journal of ethnopharmacology*, 148(2), 395-402.
61. Boudraa, H., Kadri, N., Mouni, L., et Madani, K. (2021). Microwave-assisted hydrodistillation of essential oil from fennel seeds: Optimization using Plackett–Burman design and response surface methodology. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants*, 23, 100307.
62. Bouhdid, S., Idaomar, M., Zhiri, A., Baudoux, D., Skali, N. S., et Abrini, J. (2006). *Thymus* essential oils: chemical composition and in vitro antioxidant and antibacterial activities, Congrès International de Biochimie. 324-327.
63. Boullard, J. (1988). *Description botanique et usage de Myrtus communis L.* Revue Botanique Française, 5(1), 22-37.
64. Bourdieu, P., et Sayad, A. (1964). Paysans déracinés: Bouleversements morphologiques et changements culturels en Algérie. *Études rurales*, (12), 56-94.

65. Bouzabata, A., Cabral, C., Gonçalves, M. J., Cruz, M. T., Bighelli, A., Cavaleiro, C., et Salgueiro, L. (2015). " *Myrtus communis* L. as source of a bioactive and safe essential oil." *Food and Chemical Toxicology*, 75, 166-172. doi : <https://doi.org/10.1016/j.fct.2014.11.009>.
66. Bradesi, S., et Tournay, D. (2012). Essential oil composition of *Myrtus communis*: Analysis and seasonal variation. *Flavour and Fragrance Journal*, 27(6), 496-501.
67. Brink, M., Belay, G., et De W et, J. M. J. (2006). *Plant resources of tropical Africa 1: Cereals and pulses* (pp. 54-57). Wageningen: PROTA Foundation.
68. Brisson, J. A., Jaquierey, J., Legeai, F., Le Trionnaire, G., et Tagu, D. (2016). Genomics of phenotypic plasticity in aphids. *Management of Insect Pests to Agriculture: Lessons Learned from Deciphering their Genome, Transcriptome and Proteome*, 65-96.
69. Brodeur, J., Boivin, G., Bourgeois, G., Cloutier, C., Doyon, J., Grenier, P., et Gagnon, A. È. (2013). Impact des changements climatiques sur le synchronisme entre les ravageurs et leurs ennemis naturels: conséquences sur la lutte biologique en milieu agricole au Québec. *OURANOS: Fond vert Québec*, 17-18.
70. Bromley, D. W. (1979). Improving irrigated agriculture: institutional reform and the small farmer (No. AGP34), 1-128.
71. Bromley, P. J. (1980). Effect of dietary protein, lipid and energy content on the growth of turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *Aquaculture*, 19(4), 359-369.
72. Bruneton, J. (2009). Pharmacognosie ; phytochimie, plantes médicinales. 4ème édition Lavoisier. Paris. 1234p.
73. Buchbauer, G. (2009). *Facteurs influençant la composition chimique des huiles essentielles*. In *Handbook of Essential Oils: Science, Technology, and Applications* (pp. 234-250). CRC Press, Boca Raton. p22.
74. Buchbauer, G., et Başer, K. H. C. (2010). *Handbook of Essential oils. Science, Technology and Applications*, KHC Baser, G. Buchbauer (eds). CRC Press, Taylor and Francis, 235-280.
75. Buckler, E. S., Gaut, B. S., et McMullen, M. D. (2006). Molecular and functional diversity of maize. *Current opinion in plant biology*, 9(2), 172-176.
76. Burt, S. (2004). Essential oils: their antibacterial properties and potential applications in foods a review. *International journal of food microbiology*, 94(3), 223-253.

77. **Camps-Fabrer, H. (1975).** Tendances actuelles des recherches sur l'industrie de l'os: Le premier colloque international sur l'industrie de l'os dans la préhistoire Abbaye de Sénanque (Vaucluse) Avril 1974. *Bulletin de la Société préhistorique française. Comptes rendus des séances mensuelles*, 72(6), 169-173.
78. **Capinera, J. L. (2001).** Green peach aphid, *Myzus persicae* (Sulzer)(Insecta: Hemiptera: Aphididae). Panama City, FL, USA: University of Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, EDIS.2(22), 1-9.
79. **Carré, L. (1953).** *Méthode de calcul du rendement des huiles essentielles extraites par hydro-distillation*. In Les Méthodes d'Extraction des Huiles Essentielles (pp. 112-123).
80. **Cavaleiro, C., Rezzi, S., Salgueiro, L., Bighelli, A., Casanova, J., et da Cunha, A. P. (2001).** Intraspecific chemical variability of the leaf essential oil of *Juniperus phoenicea* var. *turbinata* from Portugal. *Biochemical Systematics and Ecology*, 29(11), 1175-1183.
81. **Chabrier, J. Y. (2010).** *Plantes médicinales et formes d'utilisation en phytothérapie* (Doctoral dissertation, UHP-Université Henri Poincaré). p46.
82. **Chantraine, J. M., Laurent, D., Ballivian, C., Saavedra, G., Ibanez, R., et Vilaseca, L. A. (1998).** Insecticidal activity of essential oils on *Aedes aegypti* larvae. *Phytotherapy Research: An International Journal Devoted to Pharmacological and Toxicological Evaluation of Natural Product Derivatives*, 12(5), 350-354.
83. **Charbonnier, P. (2012).** De l'écologie à l'écologisme de Marx. Tracés. *Revue de sciences humaines*, (22), 153-165.
84. **Charcosset, A., et Gallais, A. (2009).** Emergence et développement du concept de variétés hybrides chez le maïs. *Le Sélectionneur Français*, 60, 21-30.
85. **Chaubet B. (2010).** Puceron et milieu. Encyclo'Aphid. www.inra.fr/encyclopedie .198p.
86. **Chemat, F. (2014).** *Extraction par solvants volatils et ses alternatives*. Éditions Chimie, Paris. p26
87. **Chemat, F., et Vian, M. A. (2014).** *Alternative solvents for natural products extraction*. Springer Berlin Heidelberg. p18.
88. **Chen, S., Wu, M., Lu, P., Gao, L., Yan, S., et Wang, S. (2020).** Development of pH indicator and antimicrobial cellulose nanofibre packaging film based on purple sweet potato anthocyanin and oregano essential oil. *International Journal of Biological Macromolecules*, 149, 271-280.

89. Chenni, M., El Abed, D., Rakotomanomana, N., Fernandez, X., et Chemat, F. (2016). Comparative study of essential oils extracted from Egyptian basil leaves (*Ocimum basilicum* L.) using hydro-distillation and solvent-free microwave extraction. *Molecules*, 21(1), p113.
90. Chiasson, H., et Beloin, N. (2007). Les huiles essentielles, des biopesticides «Nouveau genre». *Bulletin de la Société d'Entomologie du Québec*, 14(1), 3-6.
91. Coderre, D., Provencher, L., et Tourneur, J. C. (1987). Oviposition and niche partitioning in aphidophagous insects on maize. *The Canadian Entomologist*, 119(2), 195-203.
92. Collins, A. S., Chase, C. A., Stall, W. M., et Hutchinson, C. M. (2008). Optimum densities of three leguminous cover crops for suppression of smooth pigweed (*Amaranthus hybridus*). *Weed Science*, 56(5), 753-761.
93. Combette, P., Roudil, D., et Despaux, G. (2001). Emulsion characterisation by focused ultrasonic waves. *Ultrasonics*, 39(5), 329-334.
94. Conti, B., Canale, A., Bertoli, A., Gozzini, F., et Pistelli, L. (2010). Essential oil composition and larvicidal activity of six Mediterranean aromatic plants against the mosquito *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae). *Parasitology research*, 107, 1455-1461.
95. Coşge, B., Kiralan, M., et Gürbüz, B. (2008). Characteristics of fatty acids and essential oil from sweet fennel (*Foeniculum vulgare* Mill. var. dulce) and bitter fennel fruits (*F. vulgare* Mill. var. vulgare) growing in Turkey. *Natural Product Research*, 22(12), 1011-1016.
96. Couplan, F. (2009). Le régal végétal: plantes sauvages comestibles (Vol. 1). Editions Ellebore.
97. Crafts-Brandner, S. J., et Salvucci, M. E. (2002). Sensitivity of photosynthesis in a C4 plant, maize, to heat stress. *Plant physiology*, 129(4), 1773-1780.
98. CRASTE/ONU. (2012). Étude sur les variations climatiques et projections futures pour la région d'Oran. Centre de Recherche sur l'Atmosphère et les Sciences de l'Environnement (CRASTE) / Organisation des Nations Unies (ONU). p14.
99. Crescenzi, M. A., D'Urso, G., Piacente, S., et Montoro, P. (2021). Lc-esi/ltqorbitrap/ms metabolomic analysis of fennel waste (*Foeniculum vulgare* mill.) as a byproduct rich in bioactive compounds. *Foods*, 10(8), 1893. <https://doi.org/10.3390/foods10081893>

- 100. Damjanović, B., Lepojević, Ž., Živković, V., et Tolić, A. (2005).** Extraction of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) seeds with supercritical CO₂: Comparison with hydrodistillation. *Food Chemistry*, 92(1), 143-149.
- 101. Danielski, L., Campos, L. M., Bresciani, L. F., Hense, H., Yunes, R. A., et Ferreira, S. R. (2007).** Marigold (*Calendula officinalis* L.) oleoresin: Solubility in SC-CO₂ and composition profile. *Chemical Engineering and Processing: Process Intensification*, 46(2), 99-106.
- 102. Das, G. (2013).** Efficacy of imidacloprid, a nicotinoid group of insecticide against the infestation of chilli aphid, *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae). *International Journal of Biological Sciences*, 2(11), 154-159.
- 103. De Belair, G. (2007).** Les Herbières–Bel-Air 2. Etude phytochimique et biologique des espèces. p4.
- 104. De Porter, C., et Fosse, M. (2014).** Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse : principes et applications. Éditions des Sciences Appliquées, Paris. p27.
- 105. Dedryver, C. A., Le Ralec, A., et Fabre, F. (2010).** The conflicting relationships between aphids and men: a review of aphid damage and control strategies. *Comptes rendus biologies*, 333(6-7), 539-553.
- 106. Deravel, J., Krier, F., et Jacques, P. (2014).** Biopesticides, a complementary and alternative approach to the use of agrochemicals. A review. 18 (2), 220-232.
- 107. Derradji-Haffaf, F., 2013.** Composition chimique et activité insecticide de trios extraits végétaux à l'égard de *Sitophilus Oryzae* (L). (Coléoptéra Curculionidae). Ph.D thesis. Ecole Nationale Agronomique El harrach. Algiers, Algeria. p190.
- 108. Deschepper, R., Six, S., Vandeweghe, N., De Couck, M., Gidron, Y., Depoorter, A. M., et Bilsen, J. (2017).** Linking numbers to perceptions and experiences: Why we need transdisciplinary mixed-methods combining neurophysiological and qualitative data. *Methodological Innovations*, 10(2).
- 109. Diao, W. R., Hu, Q. P., Zhang, H., et Xu, J. G. (2014).** Chemical composition, antibacterial activity and mechanism of action of essential oil from seeds of fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.). *Food control*, 35(1), 109-116.
- 110. Diaw, Y. (2021).** Diversity of southwestern maize populations of France: study of the origin and adaptation by a genomic approach interacting with ethnobotanical surveys. p24.

111. Diaw, Y., Tollon-Cordet, C., Charcosset, A., Nicolas, S. D., Madur, D., Ronfort, J., et Gouesnard, B. (2021). Genetic diversity of maize landraces from the South-West of France. *PLoS One*, 16(2), <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0238334>
112. Díaz-Maroto, M. C., Díaz-Maroto Hidalgo, I. J., Sánchez-Palomo, E., et Pérez-Coello, M. S. (2005). Volatile components and key odorants of Fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) and Thyme (*Thymus vulgaris* L.) oil extracts obtained by simultaneous distillation–extraction and supercritical fluid extraction. *Journal of agricultural and food chemistry*, 53(13), 5385-5389.
113. Dixon, A. F. G. (1992). *Aphid Ecology: An Optimization Approach*. Chapman et Hall. 1st edition, pp. 1-310.
114. Dobravalskytė, D., Venskutonis, P. R., Zebib, B., Merah, O., et Talou, T. (2013). Essential oil composition of *Myrrhis odorata* (L.) Scop. leaves grown in Lithuania and France. *Journal of Essential Oil Research*, 25(1), 44-48.
115. Doering, J. A., Farmahin, R., Wiseman, S., Kennedy, S. W., Giesy, J. P., et Hecker, M. (2014). Functionality of aryl hydrocarbon receptors (AhR1 and AhR2) of white sturgeon (*Acipenser transmontanus*) and implications for the risk assessment of dioxin-like compounds. *Environmental science and technology*, 48(14), 8219-8226.
116. DSA. (2014). Direction des Services Agricoles. *Bilan de l'agriculture en Wilaya d'El Menia*. Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural, El Menia, Algérie.
117. Dudareva, N., Pichersky, E., et Gershenzon, J. (2004). Biochemistry of plant volatiles. *Plant physiology*, 135(4), 1893-1902. <https://doi.org/10.1104/pp.104.049981>
118. Dumont, R. (1952). Quelques systèmes de culture en France. *Bulletin de l'Association de Géographes Français*, 29(224), 34-42.
119. Dutta, S., Chakraborty, S., Goswami, R., Banerjee, H., Majumdar, K., Li, B., et Jat, M. L. (2020). Maize yield in smallholder agriculture system—An approach integrating socio-economic and crop management factors. *PLoS One*, 15(2). 42p. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0229100>
120. Ellneskog-Staam, P., Henry Loaisiga, C., et Merker, A. (2007). Chromosome C-banding of the teosinte *Zea nicaraguensis* and comparison to other *Zea* species. *Hereditas*, 144(3), 96-101. <https://doi.org/10.1111/j.2007.0018-0661.01989.x>

121. **Emberger, L. (1955).** L'écologie des plantes dans les climats méditerranéens et les méthodes de détermination des indices bioclimatiques. p11.
122. **Enan, E. E. (2005).** Molecular response of *Drosophila melanogaster* tyramine receptor cascade to plant essential oils. *Insect biochemistry and molecular biology*, 35(4), 309-321. <https://doi.org/10.1016/j.ibmb.2004.12.007>
123. **Epstein, W. W., Klobus, M. A., et Edison, A. S. (1991).** Irregular monoterpene constituents of *Artemisia tridentata cana*. The isolation, characterization, and synthesis of two new chrysanthemyl derivatives. *The Journal of Organic Chemistry*, 56(14), 4451-4456.
124. **Erio, B., Dubois, F., et Gauthier, S. (2014).** *Activités antibactériennes des extraits de Myrtus communis*. *Journal des Sciences Médicales*, 45(6), 102-116.
125. **Érsek, L (2013).** Plantparasieten van Europa, bladmineerders, *gallen en schimmels*, amsterdams, 2p.
126. **Fall, A., et Lo, F. (2009).** "Composition et propriétés antimicrobiennes des huiles essentielles extraites de plantes méditerranéennes." *Journal of Essential Oil Research*, 21, (2), 102-109. Taylor et Francis.
127. **FAO (2011).** Food and Agriculture Organization, "FAOSTAT Statistical Database." FAO. p29.
128. **FAO (2019).** Food and Agriculture Organization, "The State of the World's Biodiversity for Food and Agriculture." FAO Commission on Genetic Resources for Food and Agriculture.p11.
129. **Ferhat, M. A., Meklati, B. Y., et Chemat, F. (2007).** Comparison of different isolation methods of essential oil from Citrus fruits: cold pressing, hydrodistillation and microwave 'dry'distillation. *Flavour and fragrance journal*, 22(6), 494-504.
130. **Fernández-García, E., Carvajal-Lérida, I., Jarén-Galán, M., Garrido-Fernández, J., Pérez-Gálvez, A., et Hornero-Méndez, D. (2012).** Carotenoids bioavailability from foods: From plant pigments to efficient biological activities. *Food Research International*, 46(2), 438-450.
131. **Ferrari, J., Darby, A. C., Daniell, T. J., Godfray, H. C. J., et Douglas, A. E. (2004).** Linking the bacterial community in pea aphids with host-plant use and natural enemy resistance. *Ecological Entomology*, 29(1), 60-65.

- 132. Fievet, V., Dedryver, C. A., Plantegenest, M., Simon, J. C., et Outreman, Y. (2007).** Aphid colony turn-over influences the spatial distribution of the grain aphid *Sitobion avenae* over the wheat growing season. *Agricultural and Forest Entomology*, 9(2), 125-134.
- 133. Foudil-Cherif, M., Bouguerra, N., et Boudissa, S. (2013).** Investigation of the essential oil of *Foeniculum vulgare* seeds from Algeria: Chemical composition and antimicrobial activity. *Flavour and Fragrance Journal*, 28(1), 57-63. doi:10.1002/ffj.3205
- 134. Franceschini, F., D'Annibale, A., et Lavinia, P. (2016).** *Foeniculum vulgare* essential oil: Chemical composition and antioxidant activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 64(5), 1024-1030. doi:10.1021/acs.jafc.5b05376
- 135. Franchomme, P., Jollois, R., et Pénéol, D. (2001).** L'aromathérapie exactement: encyclopédie de l'utilisation thérapeutique des extraits aromatiques. Paris, France: Roger Jollois. p78.
- 136. Gama, J. S. N., Araujo Neto, A. C., Bruno, R. D. L. A., Pereira Júnior, L. R., et Medeiros, J. G. F. (2014).** Thermotherapy in treating fennel seeds (*Foeniculum vulgare* Mill.): effects on health and physiological quality. *Revista Ciência Agronômica*, 45, 842-849.
- 137. Gattefossé, J. (1931).** Les euphorbes cactoïdes du Maroc. *Revue d'Écologie*, (9), 539-543.
- 138. Gershenzon, J., et Dudareva, N. (2007).** The function of terpene natural products in the natural world. *Nature chemical biology*, 3(7), 408-414.
- 139. Gomez-Valero, L., Latorre, A., Silva, F.J. (2004).** The Evolutionary Fate of Nonfunctional DNA in the Bacterial Endosymbiont *Buchnera aphidicola*. *Molecular Biology and Evolution* 21, 2172–2181.
- 140. González-Rivera, J., Duce, C., Falconieri, D., Ferrari, C., Ghezzi, L., Piras, A., et Tine, M. R. (2016).** Coaxial microwave assisted hydrodistillation of essential oils from five different herbs (lavender, rosemary, sage, fennel seeds and clove buds): Chemical composition and thermal analysis. *Innovative Food Science et Emerging Technologies*, 33, 308-318.
- 141. Hadacek, F., Bachmann, G., Engelmeier, D., et Chobot, V. (2011).** Hormesis and a chemical raison d'être for secondary plant metabolites. *Dose-response*, 9(1), p25.
- 142. Hamada, D., Bekri, R., Medjahid, A., Kamaci, R., Belkhalifa, H., Salhi, N., et Ladjel, S. (2021).** Biological control with essential oil of *Foeniculum vulgare* Mill. *Avrupa Bilim ve Teknoloji Dergisi*, (28), 52-55.

- 143. Harbaoui, I., Khaled, W., Ben Fekih, I., Chaieb, I., Souissi, R., et Boukhris-Bouhachem, S. (2017).** Insecticidal activity assessment of *Thymus capitatus* essential oils in combination with natural abrasives against *Myzus persicae*, *11*(2), 85-95.
- 144. Hashemi, S. M., et Safavi, S. A. (2012).** Control of Three Stored-Product Beetles with *Artemisia haussknechtii* Boiss (Asteraceae) Essential Oil. *Ecologia Balkanica*, *4*(2).
- 145. Hatano, E., Baverstock, J., Kunert, G., Pell, J. K., et Weisser, W. W. (2012).** Entomopathogenic fungi stimulate transgenerational wing induction in pea aphids, *Acyrtosiphon pisum* (Hemiptera: Aphididae). *Ecological Entomology*, *37*(1), 75-82.
- 146. He, W., et Huang, B. (2011).** A review of chemistry and bioactivities of a medicinal spice: *Foeniculum vulgare*. *Journal of Medicinal Plants Research*, *5*(16), 3595-3600.
- 147. Hemmerlin, A., Harwood, J. L., et Bach, T. J. (2012).** A raison d'être for two distinct pathways in the early steps of plant isoprenoid biosynthesis?. *Progress in lipid research*, *51*(2), 95-148.
- 148. Henderson, C. F., et Tilton, E. W. (1955).** Tests with acaricides against the brown wheat mite. *Journal of economic entomology*, *48*(2), 157-161.
- 149. Hennia, A., Miguel, M. G., Brada, M., Nemmiche, S., et Figueiredo, A. C. (2016).** Composition, chemical variability and effect of distillation time on leaf and fruits essential oils of *Myrtus communis* from north western Algeria. *Journal of Essential oil rEsEarch*, *28*(2), 146-156.
- 150. Hilaire, L. (2000).** Corn: An American Native. *Spanning the gap the newsletter of delaware water gap national recreation area*, *22*(1), p2.
- 151. Hopkinson, J. (1998).** Uptake and utilization of nitrogen applied to the foliage of winter wheat (Doctoral dissertation, University of Nottingham). p33.
- 152. Huang, H. C. (1992).** Ecological basis of biological control of soilborne plant pathogens. *Canadian Journal of Plant Pathology*, *14*(1), 86-91.
- 153. Huignard, J., Lapied, B., Dugravot, S., Magnin-Robert, M., et Kétoh, G. K. (2008).** Modes d'actions neurotoxiques des dérivés soufrés et de certaines huiles essentielles et risques liés à leur utilisation. *Biopesticides d'origine végétale*, 219-230.
- 154. Iltis, H. H., et Benz, B. F. (2000).** *Zea nicaraguensis* (Poaceae), a new teosinte from Pacific coastal Nicaragua. *Novon*, *2*(5), 382-390.

- 155. Ipert, G. 1965.** Contributions a l'etude de la specificite chez les principales Coccinelles aphidiphages des AlpesMaritimes et des Basses-Alpes. *Entomophaga* 10:159-178.
- 156. ISAAA (2018) :** International Service for the Acquisition of Agri-biotech Application. "Global Status of Commercialized Biotech/GM Crops: 2018." ISAAA Brief No. 54.
- 157. Isman, M. B. (2006).** Botanical insecticides, deterrents, and repellents in modern agriculture and an increasingly regulated world. *Annual Review of Entomology*, 51, 45-66.
- 158. Jahurul, M. H. A., Zaidul, I. S. M., Norulaini, N. A. N., Sahena, F., Jinap, S., Azmir, J., ... et Omar, A. M. (2013).** Cocoa butter fats and possibilities of substitution in food products concerning cocoa varieties, alternative sources, extraction methods, composition, and characteristics. *Journal of Food engineering*, 117(4), 467-476.
- 159. Jaloux, E. (2013).** Strategie de lutte. *Bibebook*.p 3.
- 160. Jankowska, M., Lapied, B., Jankowski, W., et Stankiewicz, M. (2019).** The unusual action of essential oil component, menthol, in potentiating the effect of the carbamate insecticide, bendiocarb. *Pesticide biochemistry and physiology*, 158, 101-111.
- 161. Jean, V. (1964).** Aromathérapie. *Maloine. Paris*.p27
- 162. Jiang, H., Zhang, L., et Chen, X. (2013).** Rickettsia and aphid symbiosis. *Molecular Ecology*, 22(9), 2296-2309.
- 163. Johnson, B. (1980).** An electron microscopic study of flight muscle breakdown in an aphid *Megoura viciae*. *Tissue and Cell*, 12(3), 529-538.
- 164. Jouault, S. (2012).** La qualité des huiles essentielles et son influence sur leur efficacité et sur leur toxicité. *Université de Lorraine, Nancy*. 2p
- 165. Kahndo P, D., Louise, A., René, A., Gnonpo, J.N., et Patrice, L.K. (2015).** Évaluation morphologique et nutritionnelle de variétés locales et améliorées de maïs (*Zea mays* L.) produites en Côte d'Ivoire, *Afrique science*, 11(3)- 181 – 196.
- 166. Kaloustian, J., et Hadji-Minaglou, F. (2012).** La connaissance des huiles essentielles: qualilogie et aromathérapie; Entre science et tradition pour une application médicale raisonnée. *Springer*.p32
- 167. Katerji, N., et Bethenod, O. (1997).** Comparaison du comportement hydrique et de la capacité photosynthétique du maïs et du tournesol en condition de contrainte hydrique. Conclusions sur l'efficience de l'eau. *Agronomie*, 17(1), 17-24.

168. **Kazana, E., Pope, T. W., Tibbles, L., Bridges, M., Pickett, J. A., Bones, A. M., ... et Rossiter, J. T. (2007).** The cabbage aphid: a walking mustard oil bomb. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 274(1623), 2271-2277. <https://doi.org/10.1098/rspb.2007.0237>
169. **Kenzy, P., et Wahaj, M. (2015).** "Nutritional and Industrial Aspects of Maize." *Journal of Agricultural Science*, 42(6), 987-1001.
170. **Ketfi (2018) :** "Pucerons sur les Céréales en Algérie." *Entomologia Generalis*, 38(3), 215-227.
171. **Ketoh GK, Ahadji-Dabla KM, Chabi J, Amoudji AD, Apetogbo GY, Awokou F, et al. (2018)** Efficacy of two PBO long lasting insecticidal nets against natural populations of *Anopheles gambiae s.l.* in experimental huts, Kolokopé, Togo. *PLoS ONE* 13(7): e0192492. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0192492>
172. **Kfoury, M., Fourmentin, S., Auezova, L., et Greige-Gerges. (2015).** Effets Des Substituants De Phénylpropènes Sur La Stabilité. *Lebanese Science Journal*, Vol. 16, Special Issue, 01-10.
173. **Khammassi, M., Mighri, H., Ben-Mansour, M., Amri, I., Jamoussi, B., Khaldi, A. (2022).** Metabolite profiling and potential antioxidant activity of sixteen fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) populations growing wild in Tunisia, *South African Journal of Botany*, 22(148), 407-414. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2022.05.021>.
174. **Khammassi, M., Saidi, F., et Kallel, H. (2018).** Variability in essential oil yield and composition of *Foeniculum vulgare* in Tunisia. *International Journal of Essential Oil Therapeutics*, 12(2), 81-89. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2018.07.051>
175. **Khan, M. F., Arshad, M., et Ali, S. (2014).** Essential oil yield and composition of *Foeniculum vulgare* from different geographic locations. *Industrial Crops and Products*, 58, 306-312.
176. **Khani, A., et Basavand, F. (2012).** Chemical composition and insecticidal activity of myrtle (*Myrtus communis* L.) essential oil against two stored-product pests. *Journal of Medicinal plants and By-product*, 1(2), 83-89.

177. **Kim, D. H., Kim, S. I., Chang, K. S., et Ahn, Y. J. (2002).** Repellent activity of constituents identified in *Foeniculum vulgare* fruit against *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Journal of agricultural and food chemistry*, 50(24), 6993-6996. <https://doi.org/10.1021/jf020504b>.
178. **Kimball, D.A. (1999).** Quality Control. In: *Citrus Processing*. Springer, Boston, MA. 12p. https://doi.org/10.1007/978-1-4615-4973-4_5
179. **Kimbaris, A. C., Siatis, N. G., Daferera, D. J., Tarantilis, P. A., Pappas, C. S., et Polissiou, M. G. (2006).** Comparison of distillation and ultrasound-assisted extraction methods for the isolation of *sensitive aroma* compounds from garlic (*Allium sativum*). *Ultrasonics sonochemistry*, 13(1), 54-60. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2004.12.003>
180. **Kordali, S., Usanmaz, A., Cakir, A., Komaki, A., et Ercisli, S. (2016).** Antifungal and herbicidal effects of fruit essential oils of four *Myrtus communis* genotypes. *Chemistry et biodiversity*, 13(1), 77-84. <https://doi.org/10.1002/cbdv.201500018>
181. **Kostyukovsky, M., Rafaeli, A., Gileadi, C., Demchenko, N., et Shaaya, E. (2002).** Activation of octopaminergic receptors by essential oil constituents isolated from aromatic plants: possible mode of action against insect pests. *Pest Management Science: formerly Pesticide Science*, 58(11), 1101-1106. <https://doi.org/10.1002/ps.548>
182. **Kothe, C. (2008).** "Essential oils as natural antimicrobial agents: An overview." *International Journal of Microbiology*, 1-8.
183. **Krief, S. (2003).** Métabolites secondaires des plantes et comportement animal: surveillance sanitaire et observations de l'alimentation des chimpanzés (*Pan troglodytes schweinfurthii*) en Ouganda. Activités biologiques et étude chimique de plantes consommées (Doctoral dissertation, Museum national d'histoire naturelle-MNHN PARIS). p22.
184. **Kupzow, A. J. (1967).** Histoire du Maïs (Première partie). *Journal d'agriculture traditionnelle et de botanique appliquée*, 14(12), 526-561.
185. **Laby, H. (1950).** "Insect pest control methods in early agricultural practices." *Annals of Applied Biology*, 37(1), 12-25.
186. **Lakhal, M. A., Ghezali, D., Nedvěd, O., et Doumandji, S. (2018).** Checklist of ladybirds of Algeria with two new recorded species (Coleoptera, Coccinellidae). *ZooKeys*, 41 (774),. <https://doi.org/10.3897/zookeys.774.23895>

- 187. Laamari, M., Aggoun, H., Stary, P., & Cœur d'Acier, A. (2016).** First report of *Siphonotrophia cupressi* and its parasitoids in Algeria and a first record for Africa. *EPPO Bulletin*, 46(1), 122-124.
- 188. Lamiri, A., Lhaloui, S., Benjilali, B., et Berrada, M. (2001).** Insecticidal effects of essential oils against Hessian fly, *Mayetiola destructor* (Say). *Field Crops Research*, 71(1), 9-15. [https://doi.org/10.1016/S0378-4290\(01\)00139-3](https://doi.org/10.1016/S0378-4290(01)00139-3)
- 189. Laumont, P. (1950).** The rotations for cereal cultivation in Algeria. p11.
- 190. Laumont, P., et Laby, H. (1950).** Le maïs et sa culture en Algérie. Doc et Rens agricoles. *Bulletin*, (155).
- 191. Lazouni, H. A., Benmansour, A., Taleb-Bendiab, S. A., et D CHABANE, S. A. R. I. (2007).** Composition des constituants des huiles essentielles et valeurs nutritives du *Foeniculum vulgare* Mill. Sciences et Technologie. C, Biotechnologies, 7-12.
- 192. Leclant, F. (2000).** Les pucerons des plantes cultivées-clefs de détermination. *ACTA-INRA-Paris, volume III, 128p.*
- 193. Lee, S. G., Choi, W. S., et Park, K. S. (2004).**: Activité insecticide du 1,8-cinéole." *Journal of Pesticide Science*, 29(4), 317-323.
- 194. Lee, S. H., Kim, D. S., Park, S. H., et Park, H. (2022).** Phytochemistry and applications of *Cinnamomum camphora* essential oils. *Molecules*, 27(9), 2695. <https://doi.org/10.3390/molecules27092695>
- 195. Lees, A. D. (1967).** The production of the apterous and alate forms in the aphid *Megoura viciae* Buckton, with special reference to the role of crowding. *Journal of Insect Physiology*, 13(2), 289-318.
- 196. Legendre, L. (2010).** Techniques chromatographiques pour l'analyse des huiles essentielles. Éditions Chromatographiques, Paris. p11.
- 197. Lequy, R. (1970).** L'agriculture algérienne de 1954 à 1962. *Revue des mondes musulmans et de la Méditerranée*, 8(1), 41-99.
- 198. Longchamps, L., et Khosla, R. (2017).** Precision maize cultivation techniques. In *Achieving sustainable cultivation of maize Volume 2* (pp. 127-157). Burleigh Dodds Science Publishing. <https://doi.org/10.4324/9781351114271>

- 199. Lopez, S., Lima, B., Aragón, L., Espinar, L. A., Tapia, A., Zacchino, S., ... et López, M. L. (2012).** Essential oil of *Azorella cryptantha* collected in two different locations from San Juan province, Argentina: chemical variability and anti-insect and antimicrobial activities. *Chemistry et biodiversity*, 9(8), 1452-1464. <https://doi.org/10.1002/cbdv.201100319>
- 200. Loretz, M., Stephan, R., et Zweifel, C. (2011).** Antibacterial activity of decontamination treatments for pig carcasses. *Food control*, 22(8), 1121-1125.
- 201. Lucia, M., Andre, J. M., Gonzalez, P., Baudrimont, M., Gontier, K., Maury-Brachet, R., et Davail, S. (2009).** Impact of cadmium on aquatic bird *Cairina moschata*. *Biometals*, 22(5), 843-853.
- 202. Lynen, F. (1967).** The role of biotin-dependent carboxylations in biosynthetic reactions. *Biochemical Journal*, 102(2), 381. <https://doi/10.1042/bj1020381>
- 203. MADR (2023).** Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural. *Rapport sur le développement agricole en terres sahariennes*. Algiers: MADR.p15.
- 204. MADR (2020).** Ministère de l'Agriculture et du Développement Rural et de la Production Agricole. DRDPA, Programme spécifique d'intensification de la phoeniciculture. p9.
- 205. Malekuti, J., Mirghafourvand, M., Samadi, K., Abbasalizadeh, F., et Khodaei, L. (2019).** Comparison of the effect of *Myrtus communis* herbal and anti-hemorrhoid ointments on the hemorrhoid symptoms and quality of life in postpartum women with grade I and II internal hemorrhoid: A triple-blinded randomized controlled clinical trial. *Journal of Complementary and Integrative Medicine*, 16(4), 20180147. <https://doi.org/10.1515/jcim-2018-0147>
- 206. Martati, E., et Akmalina, M. A. (2018).** Antioxidant activity and estragole content of ethanolic and methanolic extract of fennel (*Foeniculum vulgare* mill.) and its risk assessment using margin of exposure (MOE). *International Food Research Journal*, 25.
- 207. Martinelli, T. (2020).** Plant morphology, vegetative biomass composition and energy content of three different *Silybum marianum* accessions. *Acta Scientiarum Polonorum Hortorum Cultus*, 19(6), 71-78. <https://doi.org/10.24326/asphc.2020.6.6>
- 208. Mballo, A. B. (1998).** Effects of organic and inorganic nitrogen fertilizers on the growth and yield of two contrasting maize (*Zea mays*, L) (Doctoral dissertation).52p
- 209. Mballo, A. D. (2020).** Vers une approche de collecte de données plus efficace pour la mesure des pertes post-récolte de céréales. *Stateco*, (114).

- 210. McGraw, L., et McMahan, A. (1999).** Oxidative stability of essential oils. *Journal of Food Science*, 64(6), 1044-1050.
- 211. Mendoza-Poudereux, I., Kutzner, E., Huber, C., Segura, J., Eisenreich, W., et Arrillaga, I. (2015).** Metabolic cross-talk between pathways of terpenoid backbone biosynthesis in spike lavender. *Plant Physiology and Biochemistry*, 95, 113-120.
- 212. Miège, J., et Miège, M. N. (1978).** *Cordeauxia edulis*: A Caesalpiniaceae of Arid Zones of East Africa: Caryologic, Blastogenic and Biochemical Features. Potential Aspects for Nutrition. *Economic Botany*, 336-345.
- 213. Migliore, J. (2011).** Empreintes des changements environnementaux sur la phylogéographie du genre *Myrtus* en Méditerranée et au Sahara (Doctoral dissertation, Aix-Marseille 3).
- 214. Migliore, J., Baumel, A., Juin, M., et Médail, F. (2012).** From Mediterranean shores to central Saharan mountains: key phylogeographical insights from the genus *Myrtus*. *Journal of Biogeography*, 39(5), 942-956. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2699.2011.02646.x>
- 215. Miller, R. H., et Pike, K. S. (2002).** Insects in wheat-based systems. *Bread wheat: improvement and production, plant production and protection series*, 30, 367-393.
- 216. Mills, E., Dugoua, J. J., Perri, D., et Koren, G. (2006).** Herbal medicines in pregnancy and lactation: an evidence-based approach, Taylor & Francis. (pp. 176-177).
- 217. Mimica-Dukić, N., Bugarin, D., Grbović, S., Mitić-Ćulafić, D., Vuković-Gačić, B., Orčić, D., ... et Couladis, M. (2010).** Essential oil of *Myrtus communis* L. as a potential antioxidant and antimutagenic agents. *Molecules*, 15(4), 2759-2770. <https://doi.org/10.3390/molecules15042759>
- 218. Minet, J., et Bourgoïn, T. (1986).** Phylogenie et classification des Hexapodes (Arthropoda). *Cahiers Liaison, OPIE*, 20, 23-28.
- 219. Misharina, T. A., et Polshkov, A. N. (2005).** Antioxidant properties of essential oils: autoxidation of essential oils from laurel and fennel and of their mixtures with essential oil from coriander. *Applied Biochemistry and Microbiology*, 41, 610-618.
- 220. Moghrani, H., et Maachi, R. (2008).** Valorization of *Myrtus communis* essential oil obtained by steam driving distillation. p78.

- 221. Mohamadi, L., Ramezani, A., Tanaka, F., et Tanaka, F. (2021).** Impact of Aloe vera gel coating enriched with basil (*Ocimum basilicum* L.) essential oil on postharvest quality of strawberry fruit. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 15, 353-362.
- 222. Mohan, D. R., et Ramaswamy, M. (2007).** Evaluation of larvicidal activity of the leaf extract of a weed plant, *Ageratina adenophora*, against two important species of mosquitoes, *Aedes aegypti* and *Culex quinquefasciatus*. *African Journal of Biotechnology*, 6(5), 631.
- 223. Montllor, C. B., Maxmen, A., et Purcell, A. H. (2002).** Facultative bacterial endosymbionts benefit pea aphids *Acyrtosiphon pisum* under heat stress. *Ecological Entomology*, 27(2), 189-195. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2311.2002.00393.x>
- 224. Moradi, M., Barati, A., Moradi, S., et Zarinabadi, E. (2024).** Synthesis and characterization of starch-based hydrogels containing myrtus oil nanoemulsion for wound dressings. *Polymer Bulletin*, 81(4), 3043-3062.
- 225. Moran, N. A., et Baumann, P. (2000).** Bacterial endosymbionts in animals. *Current opinion in microbiology*, 3(3), 270-275.
- 226. Moran, N. A., McCutcheon, J. P., et Nakabachi, A. (2008).** Genomics and evolution of heritable bacterial symbionts. *Annual review of genetics*, 42(1), 165-190.
- 227. Moura, M. C., Napoleão, T. H., Paiva, P. M., et Coelho, L. C. B. B. (2017).** Bacterial biofilms: the structure, development and potential of plant compounds for alternative control. *Advances in medicine and biology*, 122, 1-34.
- 228. Nadio, N. A., Koba, K., Poutouli, W., Akantetou, P., Laba, B., et Bokobana, M. E. (2013).** Activités insecticides de l'huile essentielle de *Cymbopogon schoenanthus* (L.) Spreng. sur les larves de stade II de *Dysdercus voelkeri* Schmidt (Heteroptera: Pyrrhocoridae). *Journal de la Société ouest-africaine de chimie*, (35).
- 229. Nafria, J. N., Ortego, J., et Durante, M. M. (1999).** Three new species of Aphis (Hemiptera: Aphididae) living on *Mulinum* (Umbelliferae) in South America. *The Canadian Entomologist*, 131(3), 283-292.
- 230. Napoli, E. M., Curcuruto, G., et Ruberto, G. (2010).** Screening the essential oil composition of wild Sicilian fennel. *Biochemical Systematics and Ecology*, 38(2), 213-223.
- 231. Ndiaye, A. (1995).** Contribution a la definition d'ideotypes de maïs pour la culture irriguée en zone sahelienne (Doctoral dissertation, Paris 11).

- 232. Ndiaye, S., et Sofranko, A. J. (1988).** Importance of labor in adoption of a modern farm input. *Rural Sociology*, 53(4), 421.
- 233. Neaves, L. E., Danks, M., Lott, M. J., Dennison, S., Frankham, G. J., King, A., ... et Divljan, A. (2018).** Unmasking the complexity of species identification in Australasian flying-foxes. *PLoS One*, 13(4), 24p
- 234. Ng, J. C., et Perry, K. L. (2004).** Transmission of plant viruses by aphid vectors. *Molecular plant pathology*, 5(5), 505-511.
- 235. Noblecourt, T. (2006).** Données faunistiques sur quelques Hyménoptères Symphytes (Siricidae, Pamphiliidae, Xyelidae, Tenthredinidae) rares ou nouveaux pour la France (deuxième note). Blank SM, Schmidt S. et Taeger A., Recent Sawfly Research: Synthesis and Prospects. Keltern, *Goecke et Evers*, 333-340.
- 236. Nottingham, S. F., Hardie, J. I. M., et Tatchell, G. M. (1991).** Flight behaviour of the bird cherry aphid, *Rhopalosiphum padi*. *Physiological Entomology*, 16(2), 223-229.
- 237. Nováková, E., Hypša, V., Klein, J., Footitt, R. G., von Dohlen, C. D., et Moran, N. A. (2013).** Reconstructing the phylogeny of aphids (Hemiptera: Aphididae) using DNA of the obligate symbiont *Buchnera aphidicola*. *Molecular phylogenetics and evolution*, 68(1), 42-54.
- 238. Nyamador, S. W. (2009).** Influence des traitements à base d'huiles essentielles sur les capacités de reproduction de *Callosobruchus subinnotatus* Pic. et de *Callosobruchus maculatus* F.(Coleoptera: Bruchidae): Mécanisme d'action de l'huile essentielle de *Cymbopogon giganteus* Chiov. Influence des traitements à base d'huiles essentielles sur les capacités de reproduction de *Callosobruchus subinnotatus* Pic. et de *Callosobruchus maculatus* F.(Coleoptera: Bruchidae): mécanisme d'action de l'huile essentielle de *Cymbopogon giganteus* Chiov. p15.
- 239. Obeng-Ofori, D. E., et Reichmuth, C. H. (1997).** Bioactivity of eugenol, a major component of essential oil of *Ocimum suave* (Wild.) against four species of stored-product Coleoptera. *International Journal of Pest Management*, 43(1), 89-94.
- 240. O'Keeffe, J. (2019).** The value of ecologically acceptable insecticide combinations for Colorado Potato Beetle control (Doctoral dissertation, University of Zagreb. Faculty of Agriculture. Department of Agricultural Zoology). p15.
- 241. ONAB (2012).** Office National des Aliments de Bétail *Rapport sur la situation des cultures et des besoins en céréales en Algérie*. Alger. 22p

242. **ONM (2020)**. Office National de la Météorologie *Données climatiques de la région d'Oran, 2010-2020*, Algérie. 05p
243. **ONS (2019)**. Office National des Statistiques (*Statistiques agricoles annuelles*. Algiers: ONS.25p
244. **ONS (2023)**. Office National des Statistiques. *Statistiques agricoles annuelles*. Algiers: ONS.62p
245. **ONU (2023)**. Organisation des Nations Unies, Département des Affaires Économiques et Sociales, Algérie. Rapport biennal de l'Algérie, *Rapport sur les changements climatiques et leurs impacts en Algérie*.200p
246. **OSS (2010)**. Observatoire du Sahara et du Sahel *Étude des ressources en eau du Sahara*. Algiers: OSS/SASS 22p
247. **Ouis, N. Hariri, N. et Dhamyaa, A. (2014)**. Composition chimique de l'huile essentielle du Fenouil (*Foeniculum vulgare*) de la région de Mascara. 25p.
248. **Ozcan, M. M., Gumuscu, A., Er, F., Arslan, D., et Ozkalp, B. (2010)**. Chemical and fatty acid composition of *Cyperus esculentus*. *Chemistry of Natural Compounds*, 46, 276-277. <https://doi.org/10.1007/s10600-010-9586-5>
249. **Paloma, F. (2012)**. Les plantes de la famille des Apiacées dans les troubles digestifs. *Docteur en pharmacie. Université Joseph Fourier*. 67p
250. **Park, K. C., et Hardie, J. (2002)**. Functional specialisation and polyphenism in aphid olfactory sensilla. *Journal of Insect Physiology*, 48(5), 527-535. [https://doi.org/10.1016/S0022-1910\(02\)00082-3](https://doi.org/10.1016/S0022-1910(02)00082-3)
251. **Pavela, R. (2014)**. Insecticidal properties of Pimpinella anisum essential oils against the *Culex quinquefasciatus* and the non-target organism *Daphnia magna*. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 17(3), 287-293. <https://doi.org/10.1016/j.aspen.2014.02.001>
252. **Pavela, R., et Benelli, G. (2016)**. Essential oils as ecofriendly biopesticides? Challenges and constraints. *Trends in plant science*, 21(12), 1000-1007.
253. **PDGDRS. (1999)**. Plan Directeur Général de Développement des Régions Sahariennes. Etude du plan directeur général de développement des régions sahariennes. Indicateurs de développement. tome 1 : vision d'ensemble du sahara. p.22.

- 254. Peccoud, J., Simon, J. C., von Dohlen, C., Coeur d'acier, A., Plantegenest, M., Vanlerberghe-Masutti, F., et Jouselin, E. (2010).** Evolutionary history of aphid-plant associations and their role in aphid diversification. *Comptes Rendus Biologies*, 333(6-7), 474-487. <https://doi.org/10.1016/j.crvi.2010.03.004>
- 255. Pettersson, M., Unelius, C. R., Valterová, I., et Borg-Karlson, A. K. (2008).** Semiochemicals related to the aphid *Cinara pilicornis* and its host, *Picea abies*: A method to assign nepetalactone diastereomers. *Journal of Chromatography A*, 1180(1-2), 165-170. <https://doi.org/10.1016/j.chroma.2007.12.020>
- 256. Pichersky, E., et Raguso, R. A. (2018).** Why do plants produce so many terpenoid compounds?. *New Phytologist*, 220(3), 692-702. <https://doi.org/10.1111/nph.14178>
- 257. Pierre, J., et Basquin, P. (2016).** Encore une nouvelle espèce jumelle de *Phylloxiphia* (Lepidoptera, Sphingidae). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 121(1), 31-36.
- 258. Piffaretti, J. (2012).** Différenciation génétique et écologique des populations du puceron *Brachycaudus helichrysi* (Hemiptera: Aphididae): mise en évidence de deux espèces sœurs aux cycles de vie contrastés. *Mémoire doctorat: Biologie de l'évolution et écologie. Montpellier: Université Montpellier SupAgro P*, 260.
- 259. Podsiadlowski, L., et Vilcinskis, A. (2016).** Phylogeny of the aphids. *Biology and Ecology of Aphids*, 1-13.
- 260. Pointeau, S., Ameline, A., Laurans, F., Rahbé, Y., Bankhead-Dronnet, S., Lieutier, F., et UPJV, I. U. (2010).** Caractérisation du comportement alimentaire du puceron lanigère du peuplier par la technique d'électropénétrographie. p57. <https://hal.inrae.fr/hal-02813576>
- 261. Pretty, J., et Pervez Bharucha, Z. (2015).** Integrated pest management for sustainable intensification of agriculture in Asia and Africa. *Insects*, 6(1), 152-182. <https://doi.org/10.3390/insects6010152>
- 262. Priestley, C. M., Williamson, E. M., Wafford, K. A., et Sattelle, D. B. (2003).** Thymol, a constituent of thyme essential oil, is a positive allosteric modulator of human GABAA receptors and a homo-oligomeric GABA receptor from *Drosophila melanogaster*. *British journal of pharmacology*, 140(8), 1363-1372.
- 263. Prokopy, R. J., et Owens, E. D. (1983).** Visual detection of plants by herbivorous insects. 6(3), 545-559. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.28.010183.002005>

264. Raal, A., Oray, A., Püssa, T., Valner, C., Malmiste, B., et Arak, E. (2012). Content of essential oil, terpenoids and polyphenols in commercial chamomile (*Chamomilla recutita* L. Rauschert) teas from different countries. *Food Chemistry*, 131(2), 632-638. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.09.042>
265. Rahal-Bouziane, H., et Semiani, Y. (2016). Pearl millet [*Pennisetum glaucum* (L.) R. Br] landraces from south Algeria: variability, yield components, grain and panicle quality. *American Journal of Agricultural Research*, 1(1), 38-46.
266. Rahimmalek, M., Maghsoudi, H., Sabzalian, M. R., et Ghasemi Pirbalouti, A. (2018). Variability of essential oil content and composition of different Iranian fennel (*Foeniculum vulgare* Mill.) accessions in relation to some morphological and climatic factors.
267. Rameau, J. C., Mansion, D., Dumé, G., et Gauberville, C. (2008). *Flore forestière française tome 3, région méditerranéenne: Guide écologique illustré* (Vol. 3). CNPF-IDF.
268. Ramirez-Sierra, M. J., et Dumonteil, E. (2016). Infection rate by *Trypanosoma cruzi* and biased vertebrate host selection in the *Triatoma dimidiata* (Hemiptera: Reduviidae) species complex. *Journal of medical entomology*, 53(1), 20-25.
269. Randrianarivelo, R. (2010). *Etude de l'activité antimicrobienne d'une plante endémique de Madagascar Cinnamosma fragrans, alternative aux antibiotiques en crevetticulture* (Doctoral dissertation, Université d'Antananarivo). p78.
270. Ranere, A. J., Piperno, D. R., Holst, I., Dickau, R., et Iriarte, J. (2009). The cultural and chronological context of early Holocene maize and squash domestication in the Central Balsas River Valley, Mexico. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 106(13), 5014-5018.
271. Ranum, P., Peña-Rosas, J. P., et Garcia-Casal, M. N. (2014). Global maize production, utilization, and consumption. *Annals of the new York academy of sciences*, 1312(1), 105-112.
272. Rao, N. K., Hanson, J., Dulloo, M. E., Ghosh, K., et Nowell, A. (2006). *Manuel de manipulation des semences dans les banques de gènes-Manuels pour les banques de gènes No. 8*. Bioversity International. p 17.
273. Rather, M. A., Dar, B. A., Sofi, S. N., et Bhat, B. A. (2012). MA Qurishi *Foeniculum vulgare*: A comprehensive review of its traditional use, phytochemistry, pharmacology, and safety., 2016, 9, pp. S1574-S1583. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.11>.

274. **Rawleigh, S. O., et Boyd, A. E. (2008).** Comparison of homemade and conventional sprays as aphid control on lettuce. *Journal of the North Carolina Academy of Science*, 53-57. <https://www.jstor.org/stable/24336327>
275. **Rebourg, C., Charmet, G., et Dubreuil, P. (2002).** "Genetic diversity and pest resistance in crops." *Theoretical and Applied Genetics*, 105(7), 1000-1010.
276. **Reduron, J. P. (2007).** *Ombellifères de France* (Vol. 2). Société Botanique du Centre-Ouest. p22.
277. **Reeves, W. K., Beck, J., Orlova, M. V., Daly, J. L., Pippin, K., Revan, F., et Loftis, A. D. (2016).** Ecology of bats, their ectoparasites, and associated pathogens on Saint Kitts Island. *Journal of Medical Entomology*, 53(5), 1218-1225.
278. **Regnault-Roger, C. (2008).** Recherche de nouveaux. *Biopesticides d'origine végétale* (2e éd.), 25.
279. **Remaudiere, G., Weemaels, N., et Nicolas, J. (1991).** Contribution à la connaissance de faune aphidienne de la Bolivie (Homoptera: Aphididae). *Parasitica*, 47(1), 19-46.
280. **Reverchon, E., et De Marco, I. (2006).** Supercritical fluid extraction and fractionation of natural matter. *The Journal of Supercritical Fluids*, 38(2), 146-166.
281. **Reverter, M., Bontemps, N., Lecchini, D., Banaigs, B., et Sasal, P. (2014).** Use of plant extracts in fish aquaculture as an alternative to chemotherapy: current status and future perspectives. *Aquaculture*, 433, 50-61. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.05.048>
282. **Reyes-Valdés, M. H., Benavides-Mendoza, A., Ramírez-Rodríguez, H., et Villarreal-Quintanilla, J. Á. (2013).** Biología e importancia del sotol (*Dasyliirion* spp). Parte II: Ecofisiología, usos e interrogantes. *Planta*, 8(17), 16-20.
283. **Rezić, I., Krstić, D., et Bokić, L. (2008).** Ultrasonic extraction of resins from an historic textile. *Ultrasonics sonochemistry*, 15(1), 21-24.
284. **Rim, I. S., et Jee, C. H. (2006).** Acaricidal effects of herb essential oils against *Dermatophagoides farinae* and *D. pteronyssinus* (Acari: Pyroglyphidae) and qualitative analysis of a herb *Mentha pulegium* (pennyroyal). *The Korean Journal of Parasitology*, 44(2), 133.
285. **Robert, C. A., Schirmer, S., Barry, J., Wade French, B., Hibbard, B. E., et Gershenson, J. (2015).** Belowground herbivore tolerance involves delayed overcompensatory root regrowth in maize. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 157(1), 113-120.

- 286. Roby, M. H. H., Sarhan, M. A., Selim, K. A. H., et Khalel, K. I. (2013).** Evaluation of antioxidant activity, total phenols and phenolic compounds in thyme (*Thymus vulgaris* L.), sage (*Salvia officinalis* L.), and marjoram (*Origanum majorana* L.) extracts. *Industrial Crops and Products*, 43, 827-831. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.08.029>
- 287. Roger P., (2002).** Les plantules physiologie vegetale Blé maïs soja, Plante / vie, *resources en sciences de la vie*. 1-15.
- 288. Rohmer, M., Seemann, M., Horbach, S., Bringer-Meyer, S., et Sahm, H. (1996).** Glyceraldehyde 3-phosphate and pyruvate as precursors of isoprenic units in an alternative non-mevalonate pathway for terpenoid biosynthesis. *Journal of the American Chemical Society*, 118(11), 2564-2566.
- 289. Rollinger, J. M., Haupt, S., Stuppner, H., et Langer, T. (2004).** Combining ethnopharmacology and virtual screening for lead structure discovery: COX-inhibitors as application example. *Journal of Chemical Information and Computer Sciences*, 44(2), 480-488.
- 290. Rosas-Perez, T., Rosenblueth, M., Rincon-Rosales, R., Mora, J., et Martínez-Romero, E. (2014).** Genome sequence of "Candidatus Walczuchella monophlebidarum" the flavobacterial endosymbiont of *Llaveia axin axin* (Hemiptera: Coccoidea: Monophlebidae). *Genome Biology and Evolution*, 6(3), 714-726. <https://doi.org/10.1093/gbe/evu049>
- 291. Roullé, N. (2015).** Structure du paysage et contrôle des pucerons du maïs, 10 p.
- 292. Roux, D. (2011).** "Plant Essential Oils: Properties and Applications." *Journal of Essential Oil Research*, 23 (4), pp. 67-74. Taylor et Francis.
- 293. Ryckewaert, P., Razanamaro, O., Rasoamanana, E., Rakotoarimihaja, T., Ramavovololona, P., et Danthu, P. (2011).** Sphingidae as likely pollinators of Madagascar's baobabs. 307, 55-68
- 294. Sahraoui, H., et Lebdi Grissa, K. (2006).** Demographic traits of two phytophagous mites (*Tetranychus cinnabarinus* and *Aculops lycopersici*) and biological control on tomato. In *X International Symposium on the Processing Tomato 758* (pp. 81-88).
- 295. Salgado, V. L., Irving, S. N., et Miller, T. A. (1983).** The importance of nerve terminal depolarization in pyrethroid poisoning of insects. *Pesticide Biochemistry and Physiology*, 20(2), 169-182. [https://doi.org/10.1016/0048-3575\(83\)90021-4](https://doi.org/10.1016/0048-3575(83)90021-4)

- 296. Salmon, R., et Schreck, J. (2015).** "Advances in integrated pest management and biological control." *Pest Management Science*, 71(10), 1345-1352.
- 297. San Martin, C., Rifo, C., Guerra, M., Ettmer, B., et Link, O. (2023).** Monitoring Scour at Bridge Piers in Rivers with Supercritical Flows. *Hydrology*, 10(7), 147. <https://doi.org/10.3390/hydrology10070147>
- 298. Sánchez, B., Rasmussen, A., et Porter, J. R. (2014).** Temperatures and the growth and development of maize and rice: a review. *Global change biology*, 20(2), 408-417. <https://doi.org/10.1111/gcb.12389>
- 299. Santoyo, S., Caverro, S., Jaime, L., Ibanez, E., Senorans, F. J., et Reglero, G. (2005).** Chemical composition and antimicrobial activity of *Rosmarinus officinalis* L. essential oil obtained via supercritical fluid extraction. *Journal of food protection*, 68(4), 790-795. <https://doi.org/10.4315/0362-028X-68.4.790>
- 300. Savikin-Fodulovic, K. P., Bulatovic, V. M., Menkovic, N. R., et Grubisic, D. V. (2000).** Comparison between the essential oil of *Myrtus communis* L. obtained from naturally grown and in vitro plants. *Journal of Essential Oil Research*, 12(1), 75-78. <https://doi.org/10.1080/10412905.2000.9712047>
- 301. Sayed Ahmed, B. (2018).** Etude de l'agroraffinage de graines d'Apiaceae, Lamiaceae et Chenopodiaceae pour la production de molécules biosourcées en vue d'application en industrie cosmétique (Doctoral dissertation).
- 302. Schoolmouv. (2020).** Plateforme en ligne. Invasion d'insectes ravageurs comme les pucerons (*Rhopalosiphum maidis*). p 22.
- 303. Sebaa, H. S. (2021).** Biologie des plantes à intérêts agroalimentaire et industriel. <http://dspace.univ-usto.dz/handle/123456789/430>
- 304. Segneanu, A. E., Cziple, F., Vlazan, P., Sfirloaga, P., Grozescu, I., et Gherman, V. D. (2013).** Biomass extraction methods. *Biomass now-sustainable growth and use*, 390-399.
- 305. Sepici, A., Gürbüz, I., Çevik, C., et Yesilada, E. (2004).** Hypoglycaemic effects of myrtle oil in normal and alloxan-diabetic rabbits. *Journal of ethnopharmacology*, 93(2-3), 311-318.
- 306. Shi, J., Yi, C., Xue, S. J., Jiang, Y., Ma, Y., et Li, D. (2009).** Effects of modifiers on the profile of lycopene extracted from tomato skins by supercritical CO₂. *Journal of Food Engineering*, 93(4), 431-436.

- 307. Shigenobu, S., Watanabe, H., Hattori, M., Sakaki, Y., et Ishikawa, H. (2000).** Genome sequence of the endocellular bacterial symbiont of aphids *Buchnera* sp. APS. *Nature*, 407(6800), 81-86.
- 308. Shingleton, A. W., Sisk, G. C., et Stern, D. L. (2003).** Diapause in the pea aphid (*Acyrtosiphon pisum*) is a slowing but not a cessation of development. *BMC developmental biology*, 3, 1-12.
- 309. Simon, J. C., Rispe, C., et Sunnucks, P. (2002).** Ecology and evolution of sex in aphids. *Trends in Ecology et Evolution*, 17(1), 34-39.
- 310. Simonet, P., Duport, G., Gaget, K., Weiss-Gayet, M., Colella, S., Febvay, G., ... et Calevro, F. (2016).** Direct flow cytometry measurements reveal a fine-tuning of symbiotic cell dynamics according to the host developmental needs in aphid symbiosis. *Scientific reports*, 6(1), 19967.
- 311. Smith, J. S., Gardner, C. A., et Costich, D. E. (2017).** Ensuring the genetic diversity of maize and its wild relatives (pp. 3-50). Burleigh Dodds Science Publishing.
- 312. Sokhna, M. (2018).** *Étude de la biologie et du cycle de développement du maïs (Zea mays)*. Thèse de Doctorat, Université de Dakar, Sénégal. p95.
- 313. Solène, J. (2012).** La qualite des huiles essentielles et son influence sur leur efficacite et sur leur Toxicite (Doctoral dissertation, Thèse pour obtenir le diplôme d'état de docteur en pharmacie. Université de Lorraine. 142p).
- 314. Soltis, D. E., Smith, S. A., Cellinese, N., Wurdack, K. J., Tank, D. C., Brockington, S. F., ... et Soltis, P. S. (2011).** Angiosperm phylogeny: 17 genes, 640 taxa. *American journal of botany*, 98(4), 704-730. <https://doi.org/10.3732/ajb.1000404>
- 315. Sousa, A. D., Faroni, L. D. A., Guedes, R. N. C., Tótola, M. R., et Urruchi, W. I. (2008).** Ozone as a management alternative against phosphine-resistant insect pests of stored products. *Journal of Stored Products Research*, 44(4), 379-385.
- 316. Sparks, T. C. (2013).** Insecticide discovery: an evaluation and analysis. *Pesticide biochemistry and physiology*, 107(1), 8-17.
- 317. SRAT. (2020).** Zone d'Oran : Caractéristiques géographiques et environnementales. Service Régional d'Aménagement du Territoire, Oran. p5.

- 318. Stefanini, M. B., Ming, L. C., Marques, M. O. M., Facanali, R., Meireles, M. A. A., Moura, L. S., ... et Sousa, L. A. (2006).** Essential oil constituents of different organs of fennel (*Foeniculum vulgare* var. *vulgare*). *Rev. Bras. Pl. Med., Botucatu*, 8, 193-198.
- 319. Stewart, P. H. (1968).** Quotient pluviométrique et dégradation biosphérique. *Bull. soc. hist. nat. Afr. N.*, Alg. 59 : 23-26.
- 320. Sullivan, D. J. (2008).** Aphids (Hemiptera: Aphididae). *Encyclopedia of entomology*, 191-215.
- 321. Sutherland, O. R. W. (1969).** The role of crowding in the production of winged forms by two strains of the pea aphid, *Acyrtosiphon pisum*. *Journal of Insect Physiology*, 15(8), 1385-1410.
- 322. Suzuki, N., et Ide, T. (2008).** The foraging behaviors of larvae of the ladybird beetle, *Coccinella septempunctata* L., (Coleoptera: Coccinellidae) towards ant-tended and non-ant-tended aphids. *Ecological research*, 23, 371-378.
- 323. Sy, O. (2004).** *Fungal Diseases in Maize*. Dakar: Université de Dakar. 14p
- 324. Taguet, P., Dupont, T., et Leroy, C. (2005).** Aphid oviposition and diapause. *Insect Behavior Journal*, 21(2), 144-156.
- 325. Tattini, M., Remorini, D., Pinelli, P., Agati, G., Saracini, E., Traversi, M. L., et Massai, R. (2006).** Morpho-anatomical, physiological and biochemical adjustments in response to root zone salinity stress and high solar radiation in two Mediterranean evergreen shrubs, *Myrtus communis* and *Pistacia lentiscus*. *New phytologist*, 170(4), 779-794. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2006.01723.x>
- 326. Tayoub, G., Abu Alnaser, A., et Ghanem, I. (2012).** Fumigant activity of leaf essential oil from *Myrtus communis* L. against the khapra beetle. *Int. J. Med. Arom. Plants* 2(1), 207-213
- 327. Tebib, K., Rouanet, J. M., et Besancon, P. (1997).** Antioxidant effects of dietary polymeric grape seed tannins in tissues of rats fed a high cholesterol-vitamin E-deficient diet. *Food Chemistry*, 59(1), 135-141.
- 328. Telci, I., Ozek, K., Ozek, A. M. K. K., Ercisli, S., Çolak, K. T. K., et Baser, Y. M. B. (2009).** Présence de β -ocimène dans les huiles essentielles de *Foeniculum vulgare*. *Journal of Essential Oil Research*, 21(1), 38-40. <https://doi.org/10.1080/10412905.2009.9700171>
- 329. Tenaillon, M. I., et Charcosset, A. (2011).** A European perspective on maize history. *Comptes Rendus. Biologies*, 334(3), 221-228. DOI : 10.1016/j.crv.2010.12.015

330. Teuscher, E., Anton, R. and Lobstein, A. (2005). Plantes aromatiques: Épices, aromates, condiments et leurs huiles essentielles. Tec et Doc., Paris, 285-289.
331. Tomassolie I., 2010.- Synthèse et évaluation de nouveaux dérivés quinoléiques impliqués dans les maladies neurodégénérative. Thèse de doctorat, École doctorale Homme, environnement, santé, 255p.
332. Topuz, A., Karacabeyli, A. Y. E., Ozdemir, E. K. K., et Goksel, N. N. (2007). Antioxidant and antimicrobial properties of essential oils from aromatic plants. *Journal of Food Science and Technology*, 44(1), 101-107. Springer. <https://doi.org/10.1007/s11483-007-0005-0>
333. Toudert, N., Chabane, M., et Benadada, S. (2014). Essential oil composition of *Foeniculum vulgare* and its potential use as an antimicrobial agent. *Food Control*, 40, 159-165. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2013.12.002>
334. Traboulsi, A. F., El-Haj, S., Tueni, M., Taoubi, K., Nader, N. A., et Mrad, A. (2005). Repellency and toxicity of aromatic plant extracts against the mosquito *Culex pipiens molestus* (Diptera: Culicidae). *Pest Management Science: Formerly Pesticide Science*, 61(6), 597-604.
335. Traboulsi, A. F., Taoubi, K., el-Haj, S., Bessiere, J. M., et Rammal, S. (2002). Insecticidal properties of essential plant oils against the mosquito *Culex pipiens molestus* (Diptera: Culicidae). *Pest management science*, 58(5), 491–495. <https://doi.org/10.1002/ps.486>
336. Traugott, M., Hemptinne, J. L., et Detrain, C. (2008). Parasitoids of aphids. *Journal of Parasitology*, 94(5), 781-790. <https://doi.org/10.1645/GE-1420.1>
337. Turek, C., et Stintzing, F. C. (2013). Stability of essential oils: a review. *Comprehensive reviews in food science and food safety*, 12(1), 40-53.
338. Unterseer, S., Bauer, E., Haberer, G., Seidel, M., Knaak, C., Ouzunova, M., ... et Schön, C. C. (2014). A powerful tool for genome analysis in maize: development and evaluation of the high density 600 k SNP genotyping array. *BMC genomics*, 15, 1-15.
339. USDA (2009). United States Department of Agriculture. Food security in the United States: Key statistics and graphics, p77. <https://www.usda.gov/foodsecurity>
340. Van Emden, H. F., et Harrington, R. (2007). Aphid-transmitted plant viruses. *Annual Review of Entomology*, 52, 181-205. <https://doi.org/10.1146/annurev.ento.52.021506.120339>
341. Van Heerwaarden, B., McKenzie, J. A., et Hargreaves, A. L. (2011). "Resistance management and plant protection: A review of current strategies and future directions." *Pest Management Science*, 67(5), 511-518.

342. **Veillet, S. (2010).** Techniques récentes d'extraction des huiles essentielles. Éditions Nouvelle Chimie, Paris. p224
343. **Velé, D. (2015).** "Composés bioactifs dans les huiles essentielles : caractéristiques et applications." *Journal of Applied Botany and Food Quality*, vol. 88, pp. 112-120.
344. **Verheye, W. (2010).** Growth and production of maize: traditional low-input cultivation. In Land use, *land cover and soil sciences*. UNESCO-EOLSS Publishers. p45.
345. **Vernin, G., Boniface, C., Metzger, J., Ghiglione, C., Hammoud, A., Suon, K. N., ... et Párkányi, C. (1988).** GC-MS-SPECMA bank analysis of *Juniperus communis* needles and berries. *Phytochemistry*, 27(4), 1061-1064. [https://doi.org/10.1016/0031-9422\(88\)80273-5](https://doi.org/10.1016/0031-9422(88)80273-5)
346. **Vigouroux, Y., Glaubitz, J. C., Matsuoka, Y., Goodman, M. M., Sánchez G, J., et Doebley, J. (2008).** Population structure and genetic diversity of New World maize races assessed by DNA microsatellites. *American journal of botany*, 95(10), 1240-1253. <https://doi.org/10.3732/ajb.0800097>
347. **Vincent, D., Lapierre, C., Pollet, B., Cornic, G., Negroni, L., et Zivy, M. (2005).** Water deficits affect caffeate O-methyltransferase, lignification, and related enzymes in maize leaves. A proteomic investigation. *Plant Physiology*, 137(3), 949-960. <https://doi.org/10.1104/pp.104.050815>
348. **Viney, R., et Pardé, J. (1960).** Pour le dossier des chênes de qualité. *Revue forestière française*, (1), 44-54.
349. **Visser, J. (1986).** Host odor perception in phytophagous insects. *Annual Review of Entomology*, 31(1), 121-144. <https://doi.org/10.1146/annurev.en.31.010186.001005>
350. **Viuda-Martos, M., Ruiz-Navajas, Y., et Fernandez-Lopez, J. (2011).** Evaluation of essential oils from *Foeniculum vulgare* for their antimicrobial and antioxidant properties. *Journal of Food Science*, 76(6), C892-C899. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02305>
351. **Vollhardt, D., Kuhlmann, M., et Heller, W. (2008).** Braconid parasitoids of aphids. *Biological Control Journal*, 42(3), 321-328. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2007.10.004>
352. **Von Langermann, J. (2007).** Medium-Engineering für enzymatische Reaktionen am Beispiel von Hydroxynitril Lyasen und Alkoholdehydrogenasen, *Publikation 6*, 349, 137.
353. **Wahid, N. (2013).** Prospects for the use and promotion of the culture of *Myrtus communis* L. in Morocco. *Phytothérapie*, 11, 237-243.

- 354. Walle, R., Tzanov, T., et Mendez, A. (2014).** Essential oil composition and antimicrobial efficacy of *Foeniculum vulgare*: A comprehensive study. *Industrial Crops and Products*, 58, 75-83. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.04.015>
- 355. Watson, S. A., et Ramstad, P. E. (1987).** *Corn: chemistry and technology* , 605p
- 356. Westphal, E. (1985).** Les cultures vivrières et leur contribution à l'alimentation humaine. *Cultures vivrières tropicales*, p26.
- 357. Williams, P.H., et Dixon, A.F.G. (2007).** "Population Dynamics of Aphid Species." *Pest Management Science*, 63(10), 1047-1055.
- 358. Wilson, B., Abraham, G., Manju, V. S., Mathew, M., Vimala, B., Sundaresan, S., et Nambisan, B. (2005).** Antimicrobial activity of *Curcuma zedoaria* and *Curcuma malabarica* tubers. *Journal of Ethnopharmacology*, 99(1), 147-151.
- 359. Woodward, T. E., et Johnson, S. (1980).** Evolution of Hemiptera. *Entomological Society of America*, 47(3), 365-378.
- 360. Yaghoobi-Ershadi, M. R., Moosa-Kazemi, S. H., Zahraei-Ramazani, A. R., Jalai-Zand, A. R., Akhavan, A. A., Arandian, M. H., ... et Hosseini, M. (2006).** Evaluation of deltamethrin-impregnated bed nets and curtains for control of zoonotic cutaneous leishmaniasis in. *Bull Soc Pathol Exot*, 99(1), 43-48.
- 361. Yegavian, C. (2021).** Intérêt de l'aromathérapie dans la prise en charge des pathologies ORL hivernales. p34.
- 362. Yu, X., et Killiny, N. (2018).** RNA interference of two glutathione S-transferase genes, *Diaphorina citri* DcGSTe2 and DcGSTd1, increases the susceptibility of Asian citrus psyllid (Hemiptera: Liviidae) to the pesticides fenpropathrin and thiamethoxam. *Pest Management Science*, 74(3), 638-647. <https://doi.org/10.1002/ps.4747>
- 363. Zaid, R., Canela-Garayoa, R., Chacón, N. M. O et Mouhouche, F. (2022).** Phytochemical analyses and toxicity of *Nerium oleander* (Apocynaceae) leaf extracts against *Chaitophorus leucomelas* Koch, 1854 (Homoptera: Aphididae), *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, 21(5), 310-317. <https://doi.org/10.1016/j.jssas.2021.10.011>.
- 364. Zaid, R., Mouhouche, F., Canela-Garayoa, R., et Chacón, N. M. O. (2020).** Supercritical fluid extraction of Algerian *Melissa officinalis* L. 1753 (Lamiaceae) and its biological activity against two species of the genus *Chaitophorus* (Homoptera-Aphididae). *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 53(19–20), 940–953. <https://doi.org/10.1080/03235408.2020.1804815>

- 365. Zenkhri, S. (2017).** L'agriculture saharienne: Du système oasien traditionnel à l'établissement d'une conception d'économie de marché et de développement durable (Doctoral dissertation, Thèse de doctorat. Université Abdelhamid Iben Badis, Mostaganem, Algérie), p62.
- 366. Zoubiri, N., Mechri, B., et Fadhl, R. (2014).** Essential oil content and composition of *Foeniculum vulgare* seeds from Eastern Algeria. *Journal of Chemical Health and Safety*, 21(3), 20-26. doi:10.1016/j.jchas.2014.01.003
- 367. Züst, T., et Agrawal, A. A. (2016).** Mechanisms and evolution of plant resistance to aphids. *Nature plants*, 2(1), 1-9.

RESUME

Evaluation du potentiel insecticide des huiles essentielles du Myrte (*Myrtus communis*) et du Fenouil commun (*Foeniculum vulgare*) sur le puceron du maïs *Rhopalosiphum maidis* en Algérie

Dans le cadre de la valorisation de la flore algérienne, la sévérité des dommages causés par *Rhopalosiphum maidis* et la recherche de solutions alternatives plus respectueuses pour l'environnement s'appuie sur l'utilisation des biopesticides d'origine végétale. C'est dans cette perspective que s'inscrit cette étude dont les objectifs d'études visent à identifier les constituants chimiques de deux plantes *Myrtus communis* L, appartenant à la famille des Myrtaceae, et *Foeniculum vulgare* à la famille des Apiaceae, et d'évaluer leurs activités insecticides sur des populations hétérogènes naturelles de *Rhopalosiphum maidis*, en culture de maïs en plein champ, dans les régions ouest (Hassiane Ettoual, Oran) et sud (El Méniaa) de l'Algérie, aux conditions environnementales très différentes.

Des feuilles de *M. communis* L, et *F.vulgare* ont été récoltées, avant floraison, et séchées à l'ombre, puis leurs huiles essentielles extraites par entraînement à la vapeur d'eau. Les huiles essentielles obtenues ont été analysées par chromatographie en phase gazeuse (CPG) couplée à un spectromètre de masse (MS). L'activité insecticide a été évaluée par pulvérisations directes contre *Rhopalosiphum maidis*, aux concentrations 2mL/L, 3mL/L, 4mL/L, 5mL/L et 6mL/L. Les résultats, en rendements en huiles essentielles, ont été de 1,02 % et de 0,9 % pour respectivement *Foeniculum vulgare* et *Myrtus communis*. Les huiles essentielles contenaient principalement l'anéthole (84,60%) pour *Foeniculum vulgare*, et l'alpha-Pinène (55,47%) et 1,8-Cineole (28,00%) pour *Myrtus communis*.

A Hassiane Ettoual, commune de Ben Freha (Oran), les résultats des huiles essentielles révélait des taux de mortalité corrigée entre 24% et 63%, aux concentrations 2mL/L, 3mL/L et 4mL/L, après quatre jours d'exposition. Les taux de mortalité corrigée atteignaient des maximums entre 77% et 88% pour les concentrations 5mL/L et 6mL/L. En région désertique, les résultats affichaient des taux de mortalité corrigée maximums de 15%, aux concentrations 4mL/L et 5mL/L, après quatre jours d'exposition.

Certes, les taux de mortalité corrigée, en région saharienne (El Méniaa), des huiles essentielles ne sont pas très significatifs, et peuvent conduire à conclure à l'inexistence de leur effets insecticides. Ce qui n'est pas le cas, il est reconnu scientifiquement que les huiles essentielles présentent une forte instabilité vis-à-vis de divers facteurs extrinsèques et intrinsèques. En conséquence, ces huiles essentielles pourraient être considérées comme bio insecticides alternatifs aux insecticides chimiques.

Mots clés : *Myrtus communis*, *Foeniculum vulgare*, *Rhopalosiphum maidis*, GC/MS, **Activité biologique, Zea mays.**

ABSTRACT

Evaluation of the insecticidal potential of essential oils of Myrtle (*Myrtus communis*) and Common Fennel (*Foeniculum vulgare*) on the corn aphid *Rhopalosiphum maidis* in Algeria

Within the framework of the valorization of the Algerian flora, the severity of the damage caused by *Rhopalosiphum maidis* and the search for alternative solutions that are more respectful of the environment based on the role of biopesticides of plant origin. It is in this perspective that this study is included, the objectives of which were to identify the chemical constituents of two plants *Myrtus communis* L, belonging to the Myrtaceae family, and *Foeniculum vulgare* of the Apiaceae family, and to evaluate their insecticidal activities on natural heterogeneous populations of *Rhopalosiphum maidis*, in open fields in corn cultivation, in the western (Hassiane Ettoual, in Oran) and southern (El Méniaa) regions of Algeria, with very different environmental conditions.

Leaves of *M. communis* L, and *F. vulgare* were harvested, before flowering, and dried in the shade, then their essential oils extracted by steam distillation. The essential oils obtained were analyzed by gas chromatography (GC) coupled with a mass spectrometer (MS). The insecticidal activity was evaluated by direct spraying against *Rhopalosiphum maidis*, at concentrations of 2mL/L, 3mL/L, 4mL/L, 5mL/L and 6mL/L. The results, in essential oil yields, were 1.02% and 0.9% for *Foeniculum vulgare* and *Myrtus communis* respectively. The essential oils mainly contained anethole (84.60%) for *Foeniculum vulgare*, and alpha-Pinene (55.47%) and 1,8-Cineole (28.00%) for *Myrtus communis*.

In Hassiane Ettoual, (Oran), the results of the essential oils revealed corrected mortality rates between 24% and 63%, at concentrations of 2mL/L, 3mL/L and 4mL/L, after four days of exposure. The corrected mortality rates reached maximums between 77% and 88% for concentrations of 5mL/L and 6mL/L. In the desert region, in EL Meniaa, the results showed maximum corrected mortality rates of 15%, at concentrations of 4mL/L and 5mL/L, after four days of exposure.

Certainly, the corrected mortality rates, in the Saharan region (El Meniaa), of essential oils are not very significant, and can lead to the conclusion that their insecticidal effects do not exist. Which is not the case, it is scientifically recognized that essential oils have a strong instability with respect to various extrinsic and intrinsic factors. Consequently, these essential oils could be considered as alternative bioinsecticides to chemical insecticides.

Keywords: *Myrtus communis*, *Foeniculum vulgare*, *Rhopalosiphum maidis*, GC/MS, Biological activity, *Zea mays*.

ملخص

تقييم قدرة المبيدات الحشرية للزيوت العطرية لكل من *Myrtus communis* و *Foeniculum vulgare* على المن الذرة *Rhopalosiphum Maidis* في الجزائر

في إطار الترويج للنباتات الجزائرية، والخطورة والأضرار التي تسببها حشرة المن *Rhopalosiphum Maidis* والبحث عن حلول بديلة أكثر احتراماً للبيئة انطلاقاً من دور المبيدات الحيوية ذات الأصل النباتي. ومن هذا المنطلق تقع هذه الدراسة، والتي كانت أهداف الدراسة هي التعرف على المكونات الكيميائية لنباتين *Myrtus communis* L ، المنتمين إلى عائلة Myrtaceae و *Foeniculum vulgare* من عائلة Apiaceae ، وتقييم نشاطهما كمبيدات حشرية على المجموعة الطبيعية الغير المتجانسة. من *Rhopalosiphum Maidis* ، في الحقول المفتوحة في زراعة الذرة، في المناطق الغربية (حسيان الطوال، بن فريجة، في وهران) والمناطق الجنوبية (المنبعة) من الجزائر، في ظروف بيئية مختلفة للغاية. تم جمع أوراق نبات *M. communis* L و *F. vulgare* قبل التزهير وتجفيفها في الظل ثم استخلاص زيوتها العطرية بالتقطير البخار. تم تحليل الزيوت العطرية التي تم الحصول عليها بواسطة التحليل اللوني للغاز (GPC) إلى جانب مطياف الكتلة (MS). تم تقييم نشاط المبيد الحشري عن طريق الرش المباشر ضد *Rhopalosiphum Maidis* بتركيز 2 مل/لتر، 3 مل/لتر، 4 مل/لتر، 5 مل/لتر، 6 مل/لتر. وكانت النتائج في محصول الزيت العطري 1.02% و 0.9% لكل من *Foeniculum vulgare* و *Myrtus communis* على التوالي. تحتوي الزيوت العطرية بشكل أساسي على أنيثول (84.60%) لنبات *Foeniculum vulgare* ، وألفا بينين (55.47%) و 1.8-سينيول (28.00%) لنبات *Myrtus communis*.

وفي حسيان الطوال، بن فريجة (وهران)، كشفت نتائج الزيوت العطرية عن معدلات وفيات مصححة تتراوح بين 24% و 63%، عند التراكيز 2 مل/لتر، 3 مل/لتر و 4 مل/لتر، بعد أربعة أيام من التعرض. وصلت معدلات الوفيات المصححة إلى الحد الأقصى بين 77% و 88% للتركيزات 5 مل/لتر و 6 مل/لتر. وفي المنطقة الصحراوية بالمنبعة أظهرت النتائج أقصى معدلات الوفيات المصححة بلغت 15% عند التركيزات 4 مل/لتر و 5 مل/لتر بعد أربعة أيام من التعرض. من المؤكد أن معدلات الوفيات المعدلة بالمنطقة الصحراوية (المنبعة) للزيوت العطرية ليست كبيرة جداً، ويمكن أن تؤدي إلى استنتاج مفاده أن آثارها المبيدة للحشرات غير موجودة. ولكن الأمر ليس كذلك، فمن المعترف به علمياً أن الزيوت العطرية تمثل عدم استقرار قوي فيما يتعلق بالعوامل الخارجية والجوهرية المختلفة. وبالتالي، يمكن اعتبار هذه الزيوت العطرية بمثابة مبيدات حشرية حيوية بديلة للمبيدات الحشرية الكيميائية.

الكلمات المفتاحية: *Foeniculum vulgare* ، *Zea mays* ، *Myrtus communis* GC/MS، النشاط البيولوجي *Rhopalosiphum maidis*