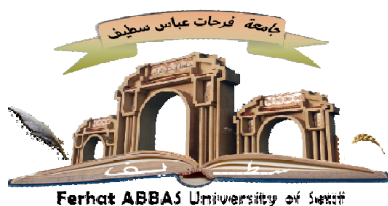


الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Université Ferhat Abbas Sétif 1
Faculté des Sciences de la
Nature et de la Vie



جامعة فرحات عباس سطيف 1
كلية علوم الطبيعة و الحياة

DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET D'ÉCOLOGIE VÉGÉTALES

N°/SNV/2023

THÈSE

Présentée par

MOHAMADI Yacine

Pour l'obtention du diplôme de

DOCTORAT 3^{ème} CYCLE

Filière : SCIENCES BIOLOGIQUES

Spécialité : Valorisation et protection de la biodiversité végétale

THÈME

**Etude phytochimique et activités biologiques des huiles essentielles
des populations du genre *Myrtus* L. en Algérie**

Soutenue publiquement le 02 juillet 2023

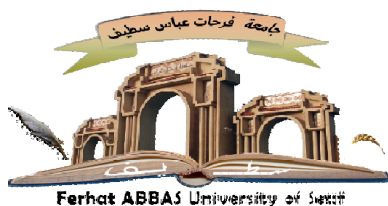
DEVANT LE JURY

Président	:	Belhattab Rachid	Professeur	UFA Sétif
Directrice	:	Lograda Takia	Professeure	UFA Sétif
Examineurs	:	Sari Madani	Professeur	UMB M'sila
		Sahraoui Rachid	Professeur	UFA Sétif
		Hendel Noui	MCA	UMB M'sila

Laboratoire de Valorisation des Ressources Biologiques Naturelles (VRBN)

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Université Ferhat Abbas Sétif 1
Faculté des Sciences de la
Nature et de la Vie



جامعة فرحات عباس سطيف 1
كلية علوم الطبيعة و الحياة

DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET D'ÉCOLOGIE VÉGÉTALES

N°/SNV/2023

THÈSE

Présentée par

MOHAMADI Yacine

Pour l'obtention du diplôme de

DOCTORAT 3^{ème} CYCLE

Filière : SCIENCES BIOLOGIQUES

Spécialité : Valorisation et protection de la biodiversité végétale

THÈME

**Etude phytochimique et activités biologiques des huiles essentielles
des populations du genre *Myrtus* L. en Algérie**

Soutenue publiquement le 02 juillet 2023

DEVANT LE JURY

Président	:	Belhattab Rachid	Professeur	UFA Sétif
Directrice	:	Lograda Takia	Professeure	UFA Sétif
Examineurs	:	Sari Madani	Professeur	UMB M'sila
		Sahraoui Rachid	Professeur	UFA Sétif
		Hendel Noui	MCA	UMB M'sila

Laboratoire de Valorisation des Ressources Biologiques Naturelles (VRBN)

ملخص

تندرج هذه الدراسة ضمن تثمين الموارد البيولوجية النباتية للجزائر، كما تساهم في معرفة أفضل بالتركيب الكيميائي و الخصائص البيولوجية للزيوت الأساسية لنوعين نبتة الريحان. لقد تم الحصول على زيت 19 عينة من ميرتوس كومينيس و 4 عينات من ميرتوس نيفيلي بطريقة التقطير المائي. و تراوحت إنتاجية الزيت في م. كومينيس من 1,0 إلى 2,52%. بعد تحليلها كيميائيا بواسطة أجهزة كروماتوجرافيا الغاز المقترن بمقياس الطيف الكتلي (CG-SM)، تم التعرف على 46 مكونا، أهمها : ألفا- بينان (50,1 ± 10,3%)، 1,8- سينييول (22,27 ± 4,32%)، ليمونان (5,16 ± 2,67%) و لينالول (3,79 ± 2,97%) و صنف الزيت إلي ستة أنماط كيميائية منها ألفا- بينان / 1,8 - سينييول / ليمونان و هو الأكثر انتشارا في مناطق البحر الأبيض المتوسط و أما النمط أسيتات الميرتينيول / ألفا- بينان فنادرا ما نجده في الجزائر. كما تراوحت إنتاجية الزيت في م. نيفيلي من 0,98 إلى 1,42% حيث تم التعرف على 27 مكونا أهمها ليمونان (31,67 ± 8,85%)، 1,8- سينييول (28,95 ± 10,73%)، الألدھيد البيريلا (7,36 ± 3,62%) و ألفا- بينان (6,12 ± 2,62%). و صنفت العينات الأربعة إلي نمطين ليمونان / 1,8- سينييول و 1,8- سينييول / ليمونان. من ناحية أخرى، تم تقييم النشاط المضاد للبكتيريا للزيت بطريقة منع نمو البكتيريا باستعمال أقراص الانتشار حيث أثبتت النتائج أن لزيوت كلا نوعي نبتة الريحان فعالية تراوحت من ضعيفة إلى جيدة. ثم تم تقييم النشاط المضاد للأكسدة باستعمال اختبار DPPH حيث أظهرت النتائج أن للزيوت فعالية تراوحت من ضعيفة إلى متوسطة مقارنة بنشاط الشاهد الإيجابي .BHT

الكلمات المفتاحية : ميرتوس كومينيس، ميرتوس نيفيلي، الزيت الأساسي، التركيب الكيميائي، نمط كيميائي، النشاط المضاد للبكتيريا و النشاط المضاد للأكسدة.

Résumé

Cette étude s'inscrit dans le cadre de la valorisation des ressources biologiques naturelles de la végétation algérienne, elle contribue à une meilleure connaissance de la composition chimique et des propriétés biologiques des huiles essentielles des deux espèces du genre *Myrtus*. Les huiles essentielles de 19 populations de *Myrtus communis* et de 4 populations de *Myrtus nivellei* ont été obtenues par hydro-distillation. Les rendements en huiles chez *M. communis* variaient de 0,1 à 2,52% et l'analyse de leur composition chimique par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse a permis d'identifier 46 composants, dominées par l' α -pinène ($50,1 \pm 10,3\%$), le 1,8-cinéole ($22,27 \pm 4,32\%$), le limonène ($5,16 \pm 2,67\%$) et le linalool ($3,79 \pm 2,97\%$). Les 19 huiles ont été classées en six chémotypes dont l' α -pinène/1,8-cinéole/limonène, le plus répandu autour de la Méditerranée, et le chémotype acétate de myrtényle/ α -pinène très peu retrouvé en Algérie. Les rendements en huiles chez *M. nivellei* variaient de 0,98 à 1,42% et 27 composants chimiques ont été identifiés avec une dominance du limonène ($31,67 \pm 8,85\%$), du 1,8-cinéole ($28,95 \pm 10,73\%$), du perilla aldehyde ($7,36 \pm 3,62\%$) et de l' α -pinène ($6,12 \pm 2,62\%$). Deux chémotypes ont été observés : le limonène/1,8-cinéole et le 1,8-cinéole/limonène. D'autre part, l'activité antibactérienne a été évaluée *in vitro* par la méthode de diffusion sur disque et les dix bactéries testées se sont montrées moyennement sensibles aux huiles essentielles des deux espèces. L'activité antioxydante a été évaluée par la méthode de piégeage des radicaux DPPH. Les résultats montrent que les huiles ont un pouvoir antioxydant moyen à faible en comparaison à celui du contrôle positif (BHT).

Mots clés : *Myrtus communis*, *Myrtus nivellei*, huiles essentielles, composition chimique, chémotypes, activité antibactérienne, activité antioxydante.

Abstract

This study is part of the enhancement of the Algerian vegetation, it contributes to a better knowledge of the chemical composition and biological properties of the essential oils of the two species of the genus *Myrtus*. The essential oils of 19 populations of *Myrtus communis* and 4 populations of *Myrtus nivellei* were obtained by hydro-distillation. Yields of oils in *M. communis* ranged from 0.1 to 2.52% and analysis of their chemical composition by gas chromatography coupled with mass spectrometry identified 46 components, dominated by α -pinene ($50.1 \pm 10.3\%$), 1,8-cineole ($22.27 \pm 4.32\%$), limonene ($5.16 \pm 2.67\%$) and linalool ($3.79 \pm 2.97\%$). The 19 oils were classified into six chemotypes including α -pinene/1,8-cineole/limonene, the most common around the Mediterranean, and the myrtenyl acetate/ α -pinene chemotype very little found in Algeria. Oil yields in *M. nivellei* ranged from 0.98 to 1.42% and 27 chemical components were identified with a dominance of limonene ($31.67 \pm 8.85\%$), 1,8-cineole ($28, 95 \pm 10.73\%$), perilla aldehyde ($7.36 \pm 3.62\%$) and α -pinene ($6.12 \pm 2.62\%$). Two chemotypes were observed: limonene/1,8-cineole and 1,8-cineole/limonene. On the other hand, the antibacterial activity was evaluated *in vitro* by the disc diffusion method and the ten bacteria tested were moderately sensitive to essential oils of both species. The antioxidant activity was evaluated by the DPPH radical scavenging method. The results show that the oils have a medium to low antioxidant power compared to that of the positive control (BHT).

Keywords: *Myrtus communis*, *Myrtus nivellei*, essential oils, chemical composition, chemotypes, antibacterial activity, antioxidant activity.

Remerciements

Il convient tout d'abord de louer et de remercier Celui qui permet aux projets d'aboutir, Celui qui donne la force et la patience pour accomplir les tâches les plus difficiles : Dieu Le Tout Puissant.

J'adresse ensuite mes vifs remerciements à ma directrice de thèse madame Lograda Takia, Professeure à l'université Ferhat Abbas de Sétif 1, pour son aide précieuse ainsi que pour la patience dont elle a fait preuve envers moi. Ses orientations et ses idées m'ont permis de débiter ce travail, ses encouragements et ses conseils m'ont permis de le continuer et ses corrections et ses mises aux points m'ont permis de l'achever.

J'exprime mes respectueux remerciements à monsieur Belhattab Rachid, Professeur en biochimie à l'université Ferhat Abbas de Sétif 1, pour avoir accordé de son précieux temps et accepté de présider ce jury.

À monsieur Sari Madani, Professeur en écologie végétale à l'université Mohamed Boudiaf de M'sila, pour avoir accepté d'examiner ce modeste travail. Lui qui était l'un de mes enseignants en master à M'sila. Il participe ainsi à l'achèvement de mes études comme il a participé à leur commencement il y a plusieurs années.

À monsieur Hendel Noui, Maître de conférence « A » en microbiologie à l'université Mohamed Boudiaf de M'sila, pour avoir lui aussi donné de son précieux temps pour examiner ce modeste travail. Il était lui aussi mon enseignant à M'sila. Que Dieu vous préserve tous et vous récompense pour les générations d'étudiants que vous formez.

À monsieur Sahraoui Rachid, Professeur de biologie végétale à l'université Ferhat Abbas de Sétif 1, pour avoir accepté d'examiner ce travail. Les remarques et les observations de chacun seront acceptées avec reconnaissance pour parachever cette thèse qui ne demande qu'à être améliorée.

J'adresse aussi de grands remerciements à monsieur Ramdani Messaoud Professeur à l'université Ferhat Abbas de Sétif 1 et directeur du laboratoire de recherche VRBN pour son aide et sa disponibilité tout au long de ces années. Il est sans aucun doute, avec Madame Lograda, l'un des soutiens majeurs pour les doctorants de cette spécialité, je n'oublierais jamais ses encouragements bienveillants avec très souvent une petite note d'humour.

À messieurs les Professeurs français Chalard Pierre, de l'université de Clermont Ferrand, et Figueredo Gilles, directeur du laboratoire LEXVA Analytique, pour leur aide dans la réalisation des analyses de composition chimique des huiles essentielles.

Sans oublier de remercier Madame Boukhebti Habiba, Maitre de conférences « A » à l'UFA de Sétif 1, et mes collègues doctorants qui m'ont aidé tout au long de ce travail : Ouenoughi Abdelkader, Adjiri Fatima, Benachour Halima, Bounab Souhila, Benlembarek Khaoula et Belguidoum Amina.

Madame Sabrina Cherragui et sa collègue Najet, ingénieurs au laboratoire de recherche (VRBN) pour leur aide et leurs conseils.

Pour finir, je souhaite remercier tous ceux qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail. Que Dieu les récompense en bien et qu'Il mette sur leur chemin des gens qui les aideront tout comme ils m'ont aidé et plus encore.

Merci !

Dédicace

Je dédicace ce travail à ceux qui m'ont soutenu et encouragé tout au long de mes études, notamment mes parents, que Dieu les préserve, leur droits et leurs bienfaits sur moi sont innombrables que Dieu les récompense. Ma famille de façon général, qui n'ont jamais douté de moi, et particulièrement mon épouse qui est mon soutien au quotidien, c'est elle qui à enduré avec moi les longues années d'études et d'effort qui ont été nécessaire.

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Appareil de Clevenger pour l'hydro-distillation	9
Figure 2 : Structures chimiques de quelques monoterpènes.....	13
Figure 3 : Structures chimiques de quelques sesquiterpènes.....	13
Figure 4 : Structures chimiques de quelques composés aromatiques.....	13
Figure 5 : Répartition géographique de la famille des <i>Myrtaceae</i>	16
Figure 6 : Distribution géographique (naturelle) des deux espèces du genre <i>Myrtus</i> dans le monde.....	17
Figure 7 : Positionnement de <i>Myrtus communis</i> et de <i>Myrtus nivellei</i> dans le climagramme d'Emberger.....	18
Figure 8 : <i>Myrtus communis</i> : rameaux (a), fruits (b) et fleurs (c).....	38
Figure 9 : <i>Myrtus nivellei</i> : arbuste (a), rameaux feuillés avec fruit (b) et fleurs (c).....	39
Figure 10 : Localisation géographique des stations échantillonnées	41
Figure 11 : Montage avec Clevenger pour l'hydro-distillation.....	43
Figure 12 : Protocole expérimental pour l'évaluation de l'activité anti-radicalaire.....	47
Figure 13 : Rendements en huile essentielle en fonction de l'altitude (M.c.).....	51
Figure 14 : Rendements en huile essentielle en fonction de l'altitude (M.n.).....	52
Figure 15 : Familles chimiques de l'huile essentielle de <i>M. communis</i>	55
Figure 16 : Variabilité des composants chimiques dans les huiles de <i>M. communis</i>	56
Figure 17 : Cercle des corrélations des composants chimiques sur le plan 1x2.....	58
Figure 18 : Cercle des corrélations des composants chimiques sur le plan 1x3.....	58
Figure 19 : Projection des populations de <i>Myrtus communis</i> sur le plan 1x2.....	59
Figure 20 : Projection des populations de <i>M. communis</i> sur le plan 1x3.....	60
Figure 21 : Projection spatiale tridimensionnelle des populations de <i>M. communis</i>	61
Figure 22 : UPGMA des populations de <i>M. communis</i>	62
Figure 23 : UPGMA des populations de <i>M. communis</i> d'Algérie.....	65
Figure 24 : Familles chimiques des huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	68
Figure 25 : Variabilité des composants majoritaires des huiles de <i>M. nivellei</i>	70
Figure 26 : Cercle des corrélations des composants chimiques sur le plan 1x2.....	72
Figure 27 : Cercle des corrélations des composants chimiques sur le plan 1x3.....	73
Figure 28 : Projection des populations de <i>M. nivellei</i> sur le plan 1x2.....	73
Figure 29 : Projection des populations de <i>M. nivellei</i> sur le plan 1x3.....	74
Figure 30 : Projection spatiale tridimensionnelle des populations de <i>M. nivellei</i>	75

Figure 31 : UPGMA des populations de <i>M. nivellei</i>	76
Figure 32 : UPGMA des huiles essentielles de <i>M. nivellei</i> d'Algérie.....	77
Figure 33 : Profils des valeurs prédites et de la désirabilité.....	83
Figure 34 : Profils des valeurs prédites et désirabilité de l'activité antibactérienne des HEs de <i>M. nivellei</i>	89
Figure 35 : Inhibition du DPPH par les huiles essentielles de <i>M. communis</i>	91
Figure 36 : Courbes d'inhibition du DPPH par les huiles essentielles de <i>M. communis</i>	92-93
Figure 37 : Inhibition du DPPH par les huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	96
Figure 38 : Courbes d'inhibition du DPPH par les huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	97

LISTE DES TABLEAUX

Tableau I : Quelques espèces végétales et les monoterpènes contenus dans leurs HEs.....	13
Tableau II : Rendement en huiles essentielles des feuilles de <i>M. communis</i>	20
Tableau III : Composition chimique des huiles essentielles de <i>M. communis</i> de l'Ouest de la Méditerranée.....	23
Tableau IV : Composition chimique des huiles essentielles de <i>M. communis</i> de l'Est de la Méditerranée.....	24
Tableau V : Composition chimique des huiles essentielles de <i>M. communis</i> d'Iran.....	25
Tableau VI : Compositions des huiles essentielles de <i>M. communis</i> relevées en Algérie.....	26
Tableau VII : Classification des HEs de <i>M. communis</i> selon Bradesi et al. (1997).....	27
Tableau VIII : Classification de la Pharmacopée française (2013) des HEs de <i>M. communis</i>	27
Tableau IX : Compositions des huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	34
Tableau X : Position systématique des deux espèces de <i>Myrtus</i>	40
Tableau XI : Noms et coordonnées géographiques des stations échantillonnées de <i>M. communis</i>	41
Tableau XII : Noms et coordonnées géographiques des stations échantillonnées de <i>M. nivellei</i>	42
Tableau XIII : Rendements en huiles essentielles des populations de <i>M. communis</i>	50
Tableau XIV : Rendements en huiles essentielles des populations de <i>M. nivellei</i>	52
Tableau XV : Composition chimique des huiles essentielles de <i>Myrtus communis</i>	54
Tableau XVI : Composants chimiques utilisés dans les analyses statistiques.....	55
Tableau XVII : Matrice des corrélations des huiles essentielles de <i>Myrtus communis</i>	57
Tableau XVIII : Chémotypes des huiles essentielles de <i>M. communis</i>	63
Tableau XIX : Composition chimique des huiles essentielles de <i>Myrtus nivellei</i>	67
Tableau XX : Composants chimiques utilisés dans les analyses statistiques.....	69
Tableau XXI : Matrice des corrélations des composants chimiques des HEs de <i>M. nivellei</i>	71
Tableau XXII : Diamètres des zones d'inhibition des huiles essentielles de <i>M. communis</i>	80
Tableau XXIII : Principaux effets et interactions des huiles essentielles de <i>M. communis</i>	81
Tableau XXIV : Effets des dilutions d'huiles sur la zone inhibitrice des bactéries testées.....	81
Tableau XXV : Efficacité des huiles essentielles de <i>M. communis</i> contre les bactéries testées.....	82
Tableau XXVI : Groupes de sensibilité des bactéries testées aux huiles essentielles de <i>M. communis</i>	82

Tableau XXVII : Diamètres des zones d'inhibition des huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	86
Tableau XXVIII : Principaux effets et interactions des huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	87
Tableau XXIX : Effets des dilutions d'H.E de <i>M. nivellei</i> sur les zones inhibitrices des bactéries.....	87
Tableau XXX : Efficacité des huiles essentielles de <i>M. nivellei</i> contre les bactéries testées.....	88
Tableau XXXI : Sensibilité des bactéries testées aux huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	88
Tableau XXXII : Pourcentage d'inhibition du DPPH par les huiles essentielles de <i>M. communis</i>	90
Tableau XXXIII : CI ₅₀ des huiles essentielles de <i>M. communis</i>	94
Tableau XXXIV : Pourcentage d'inhibition du DPPH par les huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	96
Tableau XXXV : CI ₅₀ des HEs de <i>M. nivellei</i>	98

LISTE DES ABREVIATIONS

- ^{13}C -NMR : Carbon 13 Nuclear Magnetic Resonance
 ^1H -NMR : Hydrogen Nuclear Magnetic Resonance
Abs : Absorbance
ACP : Analyse en Composantes Principales
AFNOR : Association Française de Normalisation
A.M. : Acétate de myrtenyle
ANOVA : Analyse de la variance (Analysis of variance)
APG IV : Angiosperm Phylogeny Group (4)
ATCC : American Type Culture Collection
BHT : Butylated Hydroxy Toluene (Hydroxytoluène butylé)
CG/SM : Chromatographie en phase Gazeuse couplée à la Spectrométrie de Masse
CPG : Chromatographie en Phase Gazeuse
DB-5ms : Colonne apolaire de marque Agilent, phase 5% de phényl-diméthylpolysiloxane
DMSO : Diméthyle-sulfoxyde
DPPH : 2,2 diphényl-1-picrylhydrazyl
HeLa : Cellules cancéreuses du col de l'utérus
HepG2 : Cellules cancéreuses hépatiques humaines
 CI_{50} : Concentration Inhibitrice médiane
ISO : International Organization for Standardization
KI : Indice de Kovats
 m/z : Rapport masse/charge
NCI H460 : Cellules cancéreuses pulmonaires humaines
NIST : National Institute of Standards Technology
UPGMA : Unweighted Pair Group Method with Arithmetic means
Z.I. : Zone d'inhibition de croissance bactérienne en millimètre

SOMMAIRE

ملخص.....	I
Résumé.....	II
Abstract.....	III
Remerciements.....	IV
Dédicace.....	VI
Liste des figures.....	VII
Liste des tableaux.....	IX
Liste des abréviations.....	XI
Sommaire.....	XII

INTRODUCTION.....	1
-------------------	---

PARTIE I : SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre 1 : GÉNÉRALITÉS SUR LES HUILES ESSENTIELLES

1. Définition.....	3
2. Caractéristiques et propriétés physiques.....	3
3. Essence, huile fixe, concrète, résinoïde, pommade florale et absolue.....	3
4. Rôles physiologiques des huiles essentielles dans la plante.....	4
5. Les plantes aromatiques.....	4
6. L'aromathérapie.....	5
7. Historique des huiles essentielles et de l'aromathérapie.....	5
8. Activité biologiques des huiles essentielles.....	6
9. Toxicité des huiles essentielles.....	7
10. Chémotypes.....	7
10.1 Facteurs intrinsèques de variabilité chimique.....	8
10.2 Facteurs extrinsèques.....	8
11. Extraction des huiles essentielles.....	8
12. L'hydro-distillation.....	9
13. Analyse de la composition chimique des huiles essentielles.....	10
13.1 La chromatographie en phase gazeuse.....	10
13.2 Les indices de rétention.....	11
13.3 Couplage de la chromatographie avec la spectroscopie de masse (CG/SM).....	11
14. Composition chimique des huiles essentielles.....	12
14.1 Les hydrocarbures terpéniques.....	12
14.1.1 Les monoterpènes.....	12

14.1.2	Les sesquiterpènes.....	13
14.2	Les composés aromatiques	13
14.3	Les diverses fonctions chimiques	14
Chapitre 2 : ESPÈCES ETUDIÉES		
1.	Généralités sur la Famille des <i>Myrtaceae</i>	16
2.	Le genre <i>Myrtus</i>	17
3.	<i>Myrtus communis</i> : utilisations et propriétés	18
3.1	Alimentation	18
3.2	Usages en médecine traditionnelle	19
3.3	Huiles essentielles.....	20
3.3.1	Rendement.....	19
3.3.2	Composition chimique des huiles essentielles de <i>M. communis</i>	22
3.3.3	Classification et chémotypes des huiles essentielles de <i>M. communis</i>	27
3.4	Activités biologiques des huiles essentielles de <i>M. communis</i>	28
3.4.1	Activité antimicrobiennes : Travaux antérieurs	28
3.4.2	Activité antioxydante des huiles essentielles de <i>M. communis</i>	31
4.	<i>Myrtus nivellei</i> : utilisations et propriétés	32
4.1	Alimentation	32
4.2	Usages en médecine traditionnelle	32
4.3	Huiles essentielles.....	33
4.3.1	Rendement.....	33
4.3.2	Composition chimique des huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	33
4.3.3	Activité antibactérienne des huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	35
4.3.4	Activité antioxydante des HES de <i>M. nivellei</i>	35

PARTIE II : MATÉRIEL ET MÉTHODES

1	Matériel végétal.....	37
1.1	<i>Myrtus communis</i> L.	37
1.1.1	Description botanique	37
1.2	<i>Myrtus nivellei</i> Batt. Et Trab.....	38
1.2.1	Description botanique	39
1.3	Position systématique du genre <i>Myrtus</i>	40

1.4 Échantillonnage	40
1.4.1 <i>M. communis</i>	40
1.4.2 Stations d'échantillonnage du <i>M. nivellei</i>	42
2 Méthodes.....	42
2.1 Extraction des huiles essentielles et rendement.....	42
2.2 Analyse de la composition chimique des huiles	43
2.3 Activités biologiques	44
2.3.1 Activité antibactérienne.....	44
2.3.1.1 Préparation des milieux de culture	44
2.3.1.2 Préparation de l'inoculum	45
2.3.1.3 Ensemencement	45
2.3.1.4 Dépôt des disques	45
2.3.1.5 Lecture des résultats	45
2.3.2 Activité anti-radicalaire.....	46
2.3.2.1 Mode opératoire.....	46
2.3.2.2 Calcul de la CI_{50}	48
2.4 Analyses statistiques	48
2.4.1 Analyse en composantes principales.....	48
2.4.2 Technique statistique UPGMA (Unweighted Pair Group Method with Arithmetic means).....	49
2.4.3 Analyse de variance (ANOVA)	49
2.4.4 Test (ou fonction) de désirabilité	49

PARTIE III : RÉSULTATS ET DISCUSSION

1 Rendement en huile essentielle	50
1.1 <i>Myrtus communis</i>	50
1.2 <i>Myrtus nivellei</i>	52
2 Résultats de l'analyse phytochimique des huiles essentielles des deux myrtes.....	53
2.1 Compositions chimiques des huiles essentielles du <i>M. communis</i>	53
2.2 Analyses statistiques des résultats	55
2.2.1 Variabilité de la composition chimique des huiles.....	56
2.2.2 Analyse en composantes principales (ACP)	56
2.2.2.1 Matrice des corrélations.....	56

2.2.2.2	Cercles des corrélations	57
2.2.2.3	Étude des populations de <i>M. communis</i>	59
2.2.2.4	Analyse UPGMA.....	61
2.3	Chémotypes des huiles de <i>M. communis</i>	63
2.4	Compositions chimiques des huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	67
2.5	Analyses statistiques des résultats	69
2.5.1	Variabilité de la composition chimique des huiles de <i>M. nivellei</i>	70
2.5.2	Analyse en composantes principales (ACP)	70
2.5.2.1	Matrice des corrélations.....	70
2.5.2.2	Cercles des corrélations	72
2.5.2.3	Étude des populations de <i>M. nivellei</i>	73
2.5.2.4	Analyse UPGMA.....	75
2.6	Chémotypes des huiles de <i>M. nivellei</i>	76
3	Activités biologiques	79
3.1	Activité antibactérienne des huiles essentielles de <i>M. communis</i>	79
3.1.1	Analyse statistique par ANOVA.....	81
3.1.2	Sensibilité des bactéries aux huiles essentielles de <i>M. communis</i>	82
3.1.3	Désirabilité des huiles essentielles de <i>M. communis</i>	83
3.2	Activité antibactérienne des huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	85
3.2.1	Analyse statistique par ANOVA.....	87
3.2.2	Sensibilité des bactéries aux huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	88
3.2.3	Désirabilité des huiles essentielles de <i>M. nivellei</i>	88
3.3	Activité anti-radicalaire des HEs de <i>M. communis</i>	89
3.3.1	Calcul de la CI ₅₀	91
3.4	Activité anti-radicalaire des HEs de <i>M. nivellei</i>	96
3.4.1	Calcul de la CI ₅₀	97
	CONCLUSION.....	99
	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	102
	ARTICLE SCIENTIFIQUE.....	125

INTRODUCTION

Depuis toujours, les plantes aromatiques sont utilisées par l'Homme pour assaisonner sa nourriture, se parfumer et surtout se soigner. Utilisées d'abord entière, en infusion ou en macération, elles constitueront pendant longtemps la base des remèdes de la médecine traditionnelle. Plus tard, on comprendra que les propriétés thérapeutiques de ces plantes ont un rapport avec les substances odorantes qu'elles contiennent. La distillation est alors développée et la notion d'huiles essentielles commence à se diffuser. C'est au début du XX^{ème} siècle que des chercheurs établissent les preuves des activités antiseptiques et antioxydantes des huiles essentielles, c'est le début de l'aromathérapie moderne (Jollois *et al*, 2001).

Depuis, les propriétés thérapeutiques des huiles essentielles intéressent de plus en plus de scientifiques et d'utilisateurs des médecines douces, qui souhaitent un retour vers le « naturel », réputé moins nocif que les produits de synthèse. L'apparition de résistances aux antibiotiques chez de nombreuses bactéries pathogènes a forcé l'industrie pharmaceutique et les chercheurs à trouver de nouvelles alternatives, et les huiles essentielles et leurs activités biologiques constituent de sérieuses candidates pour jouer ce rôle.

Dans ce contexte, des investigations sont menées en Algérie et ailleurs, afin de valoriser les plantes les plus intéressantes. Avec sa vaste superficie couvrant plus de 2,38 millions de Km², et ses deux importantes chaînes montagneuses, l'Atlas tellien au nord et l'Atlas saharien au sud, séparant le pays en trois grands types de milieux éco-géographiques, l'Algérie possède un patrimoine floristique très diversifié de plus de 4000 taxons indigènes (Dobignard et Chatelain, 2010) et compte un grand nombre de plantes aromatiques endémiques en attente d'être étudiées (Bouzabata, 2015b).

Afin de mener à bien ce vaste projet, il est judicieux d'orienter les investigations vers les plantes dont l'utilisation en médecine traditionnelle est déjà connue.

Comme l'efficacité de nombreuses huiles essentielles dans le traitement de différents maux est aujourd'hui reconnue, il reste néanmoins nécessaire de connaître leur composition chimique exacte pour une utilisation optimale. L'activité thérapeutique étant liée à la composition chimique de l'huile essentielle, un changement important de son profil chimique peut causer des variations de son activité ou encore une toxicité (Deschepper, 2017). D'autant que chez de nombreuses espèces de plantes aromatiques, la composition chimique des huiles de différents individus n'est pas toujours la même. Elle peut présenter des spécificités biochimiques très différentes (on parle de chémotype) sous l'influence de facteurs externes ou génétiques (Lobstein *et al*, 2018).

Dans le cadre des recherches auxquelles se consacre l'équipe du laboratoire valorisation des ressources biologiques naturelles de l'université Ferhat Abbas de Sétif 1, notre choix pour ce travail de thèse s'est porté sur les deux espèces de myrte connues par les populations locales pour leurs nombreuses utilisations traditionnelles. Elle se développe chacune dans une aire géographique distincte. La première, *Myrtus communis*, est la plus connue grâce à sa présence dans les matorrals du pourtour méditerranéen. Ses feuilles sont souvent consommées en infusion contre les troubles gastro-intestinaux, pulmonaires, cutanés, et sont connues pour être antiseptiques, hypoglycémiques, astringentes et stimulantes (Hennia et al., 2018). Les huiles essentielles des parties aériennes de *M. communis* ont fait l'objet de nombreuses études qui rapportèrent des compositions chimiques parfois très différentes selon les régions de récoltes. Les activités antibactériennes et antioxydantes aussi varient selon les molécules présentes.

La seconde espèce, *Myrtus nivellei*, plus rare car endémique des montagnes Sahariennes, n'a fait l'objet que de très peu de recherches. Ses feuilles sont consommées par les Touaregs pour le traitement des problèmes hépatiques, gastro-intestinaux, les infections respiratoires, les rhumatismes, les allergies et les infections fongiques (Ramdane et al., 2015 et Rached et al., 2017).

Ce travail a pour objectifs :

- d'échantillonner les populations des deux espèces de *Myrtus* dans leur aire de distribution en Algérie ;
- d'analyser le profil chimique des huiles essentielles des deux espèces afin de déterminer les chémotypes présent en Algérie ;
- de tester les activités biologiques de ces huiles (activité antibactérienne et pouvoir antioxydant) pour connaître les populations les plus intéressantes pour la valorisation.

Pour cela, notre travail est scindé en trois parties, la première est divisée en deux chapitres, le premier est une présentation de généralités concernant les huiles essentielles, puis des techniques d'extraction et d'analyse de leur composition chimique. Le second chapitre est une présentation des espèces étudiées et des travaux antérieurs qui leurs ont été consacrées.

La deuxième partie traite plus particulièrement du matériel végétal utilisé, puis des techniques et des méthodes employées lors de cette étude.

La troisième et dernière partie présente les résultats obtenus et leurs discussions.

Ce travail est clôturé par une conclusion générale présentant quelques perspectives.

PARTIE I :

SYNTHÈSE

BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre 1 : GÉNÉRALITÉS SUR LES HUILES ESSENTIELLES

1. Définition

Les huiles essentielles sont des mélanges complexes de molécules chimiques, odorantes et volatiles, synthétisées par les plantes aromatiques et conservées dans des poches microscopiques au niveau de certains de leurs organes. Une grande quantité de matière végétale est nécessaire pour l'extraction d'un faible volume d'huile (Lobstein et al., 2018).

La Pharmacopée Européenne (2017) définit une huile essentielle comme un « *produit odorant, généralement de composition complexe, obtenu à partir d'une matière première végétale botaniquement définie, soit par entraînement à la vapeur d'eau, soit par distillation sèche, soit par un procédé mécanique approprié sans chauffage* ».

2. Caractéristiques et propriétés physiques

Les huiles essentielles sont liquides à température ambiante, de couleurs variables mais généralement jaune claire, particulièrement odorantes et très inflammables (Faucon, 2012).

Leur grande volatilité leur permet d'être entraînées par la vapeur. Cela est dû aux molécules aromatiques de faible masse moléculaire qui les composent (Kaloustian et Hadji-Minaglou, 2012).

Leur densité est généralement inférieure à celle de l'eau sauf pour quelques cas particuliers (sassafras, girofle et cannelle) (Fernandez et Chemat, 2012). Elles ont un indice de réfraction élevé et dévient souvent la lumière polarisée (Laurent, 2017).

Très peu ou non solubles dans l'eau, leur solubilité est totale dans les huiles grasses et très grande dans les alcools et les solvants organiques usuels (Bruneton, 2016).

3. Essence, huile fixe, concrète, résinoïde, pommade florale et absolue

Les huiles essentielles ne doivent pas être confondues avec d'autres extraits végétaux obtenus par extraction au moyen de solvants (alcool, méthane, hexane...), ni avec les essences (sujet à divergence) et les huiles végétales (Laurent, 2017).

Les essences sont des substances naturelles secrétées par les plantes aromatiques, souvent stockées dans l'épicarpe du fruit, et récupérées par expression à froid (cas des agrumes). L'huile essentielle d'une plante aromatique est son essence distillée (Lobstein et al., 2018).

Les huiles fixes sont des substances grasses obtenues par pression à froid des graines des plantes oléagineuses. Elles ne se volatilisent pas à l'air libre et laissent sur le papier et les tissus une trace grasse persistante. Beaucoup d'entre elles sont consommées régulièrement dans notre

alimentation. Elles constituent de bons excipients naturels pour la dilution des HEs en vue de leur application cutanée (Bernadet, 2007).

Une concrète est un extrait odorant obtenu à partir d'une matière première végétale fraîche, par extraction au moyen d'un solvant non aqueux, alors qu'un résinoïde est un extrait odorant obtenu par le même procédé mais à partir d'une matière première sèche.

Une pommade florale est un corps gras parfumé, obtenu par enfleurage à froid ou à chaud, à partir de fleurs. Une absolue est obtenue à partir d'une concrète, d'une pommade florale ou d'un résinoïde, par extraction à l'éthanol à température ambiante. Les solvants sont ensuite partiellement ou totalement éliminés (Bruneton, 2016).

4. Rôles physiologiques des huiles essentielles dans la plante

Le rôle exact des HEs est encore mal connu, elles résultent du métabolisme secondaire des plantes et plusieurs fonctions peuvent leur être attribuées : attirer ou repousser un insecte particulier, faciliter des réactions chimiques, conserver l'humidité dans le cas des plantes xérophiles, réduire la compétition des plantes rivales par inhibition chimique de la germination, protéger contre les microorganismes pathogènes, repousser les prédateurs par un goût ou une odeur défavorable... (De Sousa, 2012 et Laurent, 2017).

5. Les plantes aromatiques

Les plantes aromatiques sont caractérisées par leurs huiles essentielles susceptibles de leur conférer une odeur, une saveur, ou des propriétés thérapeutiques. Les végétaux supérieurs ont potentiellement tous la capacité de produire des HEs, le plus souvent à l'état de traces, mais les plantes « aromatiques » sont celles qui en produisent en quantité relativement importante (de l'ordre de 1%). C'est pour cela qu'à l'origine, on désignait comme « aromatique » les plantes qui dégageaient une odeur agréable (Tisserand et Young, 2014 et Deschepper, 2017).

Le nombre de plantes aromatiques dans le monde varie selon les auteurs, de 17 500 à 40 000 espèces, parmi lesquelles 3 000 ont été étudiées. Seulement quelques centaines produisent suffisamment d'huiles essentielles pour être exploitées et environ 300 sont exploitées industriellement (Lawrence, 2012 et Laurent, 2017).

La majorité des plantes aromatiques (90%) poussent dans des zones ensoleillées, chaudes et parfois sèches, dans les pays tropicaux et les régions méditerranéennes (thym, romarin, lavande...). Certaines familles botaniques en concentrent un grand nombre comme les Lamiacées, les Apiacées, les Cupressacées, les Myrtacées et les Astéracées (Baser et Buchbauer, 2009).

Les HEs sont produites et stockées dans des glandes minuscules situées selon la plante, dans les feuilles (basilic, menthe poivrée...), les fleurs (rose, bergamotier...), le fruit (citron, badiane...), les graines (coriandre, muscade...), l'écorce (cannelle) ou les racines (ail, gingembre...) (Bruneton, 2016 et Lobstein et *al.*, 2018).

6. L'aromathérapie

Le terme « aromathérapie » est créé en 1928 par le chimiste français René-Maurice Gattefossé, du grec *arôma*, « arôme » et *therapeia* « traitement - soin ».

L'aromathérapie est considérée comme une médecine alternative ou complémentaire, qui utilise la fraction aromatique des plantes. Elle se différencie de la phytothérapie qui utilise l'ensemble de la plante. Elle se fonde sur les propriétés thérapeutiques des composants chimiques des huiles essentielles. Ces HEs peuvent être utilisées par voie orale, cutanée ou par inhalation, en préventif ou en curatif (Deschepper, 2017).

7. Historique des huiles essentielles et de l'aromathérapie

Depuis des milliers d'années et partout dans le monde, la connaissance des plantes reste la base de la pharmacie. Les différentes civilisations les utilisaient pour se soigner, cuisiner et pour leurs rites religieux. Ce n'est qu'au début du XX^{ème} siècle que le terme « aromathérapie » fit son apparition, lorsque les principes actifs contenus dans ces remèdes traditionnels furent mieux connus et présentés comme une alternative « naturelle » aux médicaments de synthèse.

L'utilisation des huiles essentielles a connue plusieurs phases d'évolution :

Dans les temps les plus anciens, le recours aux HEs était indirecte, les plantes aromatiques étaient utilisées entières, généralement en infusion, en décoction ou dans l'alimentation. Puis lors d'une seconde époque, ces plantes étaient brûlées ou mises à macérer dans des huiles végétales. L'idée que l'activité thérapeutique était liée à la substance odorante commençait à se diffuser (Baudoux, 2010).

La période qui suit est celle de l'extraction de cette substance odorante. La découverte de la distillation et sa maîtrise donna naissance au concept d'huile essentielle.

Enfin, la période moderne (début du XX^{ème} siècle) est caractérisée par d'importantes avancées dans la connaissance des HEs et de leurs composants chimiques et de nombreux travaux expérimentaux prouvèrent leur propriétés thérapeutiques (Jollois et *al.*, 2001).

Le premier à se consacrer à l'étude des HEs est René-Maurice Gattefossé (1937 ; 1938), un chercheur français qui se brûla la main lors d'une explosion dans son laboratoire, et par réflexe, la plongea immédiatement dans un vase contenant de l'huile essentielle de lavande. Le

soulagement immédiat et la guérison rapide qui suivra attirent son intérêt. Il décide alors d'étudier les HEs et leurs propriétés et publie son ouvrage : *Aromathérapie* en 1931 (Laurent, 2017).

D'autres scientifiques consacrent leurs recherches au développement de l'aromathérapie mais les succès médicaux remportés par les antibiotiques éclipsèrent leurs découvertes (Salton et Tomasz, 1974).

Un regain d'intérêt pour les huiles essentielles est manifesté dans les pays développés à partir des années 1960-1970 avec la publication de plusieurs ouvrages de références comme *Aromathérapie* de Jean Valnet en 1964, expliqué par la volonté du public de retourner vers des produits dits naturels et une méfiance grandissante à l'égard des médicaments chimiques (Jollois et al., 2001).

8. Activité biologiques des huiles essentielles

De nombreux auteurs ont étudié les propriétés antibactériennes, antifongiques et antioxydantes que possèdent les huiles essentielles grâce à leurs constituants chimiques (Sumbul et al., 2011 ; Tisserand et Young, 2014 et Hennia et al., 2018).

L'activité antibactérienne des HEs de thym, d'origan, de sauge, de romarin et de clou de girofle entre autres, ne sont plus à démontrer aujourd'hui. Cette activité est due aux composés phénoliques qui les composent, comme l'eugénol, le carvacrol et le thymol. Le carvacrol par exemple est reconnu comme très actif et non-toxique, il est utilisé comme agent de conservation alimentaire et comme arôme (Fisher et al., 2006, 2007 et 2008) . Ces composés ont un effet inhibiteur de la croissance de nombreuses bactéries telles que *E. coli*, *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*, *Clostridium spp*, *Salmonella thyphimurium*, *Listeria monocytogenes* et *Helicobacter pylori* (Benachour et al. 2020 et Ounoughi et al., 2020).

Le pouvoir antifongique des HEs a été rapporté par de nombreux auteurs, contre les moisissures allergisantes et les champignons pathogènes et opportunistes tels que *Rhizopus*, *Mucor*, *Alternaria*, *Fusarium*, *Penicillium*, *Trichoderma* et *Aspergillus* (Mohammedi, 2006 et Bounab et al., 2019), *Candida albicans* et *Cryptococcus neoformans* (Teixeira-Duarte, 2005 et Fisher et Phillips, 2008). D'après Cox et al. (2000), les champignons seraient généralement plus sensibles aux huiles essentielles que les bactéries.

L'activité antioxydante des HEs a également fait l'objet de nombreuses études (Hennia et al., 2018) dans le cadre d'une recherche d'antioxydants naturels capables de remplacer les antioxydants synthétiques avec des avantages potentiels directs pour la santé, mais aussi la conservation et la protection des aliments contre l'oxydation des lipides (Amorati et al., 2013 et

Hashemi et *al.*, 2017). Parmi les constituants chimiques des HEs, le thymol, le carvacrol et l'eugénol semblent être les antioxydants les plus puissants (Miguel, 2010).

9. Toxicité des huiles essentielles

Si l'efficacité des huiles essentielles est désormais prouvée, elles sont loin d'être sans danger. Afin d'éviter toutes méprises, une HE doit avant tout être définie par le nom scientifique de l'espèce botanique dont elle est issue. L'huile essentielle de sauge par exemple, vendue sous d'autre appellation, a provoqué des crises d'épilepsie dont certaines ont conduit jusqu'au coma. Il existe en effet deux espèces de sauge : la sauge sclarée (*Salvia sclarea*) et la sauge officinale (*Salvia officinalis*). Aucune toxicité de l'huile essentielle de sauge sclarée n'a été rapportée (à dose physiologique), alors que l'huile essentielle de la sauge officinale est neurotoxique, surtout par voie orale. Une spécification de l'espèce aurait permis d'éviter quelques accidents (Jollois et *al.*, 2001 et Martinetti, 2013).

Une autre condition pour une utilisation sans risque et une optimisation des effets bénéfiques des HEs est la connaissance détaillée de leur composition chimique, puisqu'il est admis que le profil chimique d'une HE influe directement sur son activité thérapeutique (Deschepper, 2017).

10. Chémotypes

En effet, les individus d'une espèce botanique peuvent donner des huiles essentielles de composition chimique différente. Plusieurs facteurs influent et provoquent ces différences biochimiques intraspécifiques, on parle alors de chémotype. Le chémotype (type chimique) ou chimiotype indique généralement le ou les composants majoritaires qui distinguent l'huile (Deschepper, 2017).

Par exemple, trois chémotypes d'HE de *Juniperus phoenicea* ont été reportés à l'Est de l'Algérie : terpinolène, Δ^3 -carène et β -phéllandène (Ramdani et *al.*, 2013), et cinq pour l'espèce *Teucrium polium* : α et β -pinène, cadinol, germacrène et myrcène (Lograda et *al.*, 2014).

Cette variabilité chimique en fonction des biotopes est prédéterminée génétiquement. Elle peut apparaître chez le même individu au gré des saisons et des stades de croissances. C'est le cas du thym vulgaire à géraniol par exemple, le géraniol présent en hiver est remplacé par de l'acétate de géranyle en été. L'huile essentielle d'un des chémotypes d'*Ocimum gratissimum* contient plus de 90% d'eugénol méthyl-éther lorsque la plante est jeune, puis majoritairement du thymol et de nombreux monoterpènes à maturité (Jollois et *al.*, 2001).

La prise en compte de la composition chimique est fondamentale car les activités biologiques et l'efficacité thérapeutique des HEs y sont directement liées. Les esters par exemple, sont quatre fois moins actifs contre les bactéries que les alcools (Lahlou, 2001 ; 2004 et Bruneton, 2016).

10.1 Facteurs intrinsèques de variabilité chimique

Les principaux facteurs intrinsèques qui influencent la composition et le rendement des huiles essentielles sont :

- L'influence du stade végétatif ;
- l'organe de la plante ;
- le bagage génétique de la plante, les hybridations, les facteurs de mutation, la polyploïdie et le polymorphisme chimique (chemotypes) (Anton et Lobstein, 2005).

10.2 Facteurs extrinsèques

Les caractéristiques du biotope comme la température, la pluviométrie, la quantité de lumière et les conditions édaphiques influencent aussi la composition des HEs. Beaucoup de travaux ont démontré que les différences de composition chimique sont étroitement liées à l'origine géographique de la plante (Marzouki et *al.*, 2009) mais aussi aux conditions culturales telles que les périodes de semis et de récolte, les traitements phytosanitaires, l'emploi d'engrais, ainsi qu'aux techniques de récolte (Barry, 2001 ; Lahlou, 2004 ; Stefanini et *al.*, 2006 et Aprotosoia et *al.*, 2010).

La méthode d'extraction influe aussi sur la composition des HEs et leur rendement (Silano et Delbò, 2008). L'instabilité des constituants chimiques explique pourquoi des différences de composition sont souvent constatées entre le produit obtenu par hydro-distillation et celui initialement présent dans le végétal. En effet, au cours de l'hydro-distillation, l'eau, l'acidité et la température peuvent provoquer l'hydrolyse des esters, mais aussi des réarrangements, des isomérisations, des racémisations et des oxydations (Lucchesi, 2005). Le stockage et l'état du matériel végétal avant distillation peuvent également influencer la composition des HEs (Besombes, 2008 et Hettiarachichi, 2008).

11. Extraction des huiles essentielles

Trois méthodes d'extraction sont validées par l'AFNOR (1996) et l'ISO (1997) dans leur définition :

- l'hydro-distillation : le matériel végétal est directement plongé dans de l'eau en ébullition et l'huile est entraînée par la vapeur qui s'en dégage (Bruneton, 2016) ;

- l'entraînement à la vapeur, qui, à la différence de l'hydro-distillation, ne met pas en contact direct l'eau et la matière végétale à traiter (Lucchesi, 2005) ;
- l'expression à froid, qui est un procédé mécanique sans chauffage, généralement réservé à l'extraction des essences des agrumes (AFNOR, 1996 et Bremness et Griggs, 2005).

12. L'hydro-distillation

L'hydro-distillation est la méthode la plus ancienne et la plus utilisée. Le ballon contenant l'eau et le matériel végétal est chauffé jusqu'à ébullition. La chaleur détruit la structure des cellules végétales et libère les molécules organiques volatiles qui sont entraînées par la vapeur d'eau. Cette vapeur se condense en passant dans la colonne de refroidissement et l'huile essentielle est récupérée dans l'essencier, elle se sépare naturellement de l'eau par différence de densité. La phase aqueuse contenant les composés hydrosolubles est appelée eau de distillation (hydrolat ou encore eau florale). L'appareil de Clevenger (inventée en 1928) est un circuit fermé permettant le recyclage de l'eau par cohobation (Figure 1).

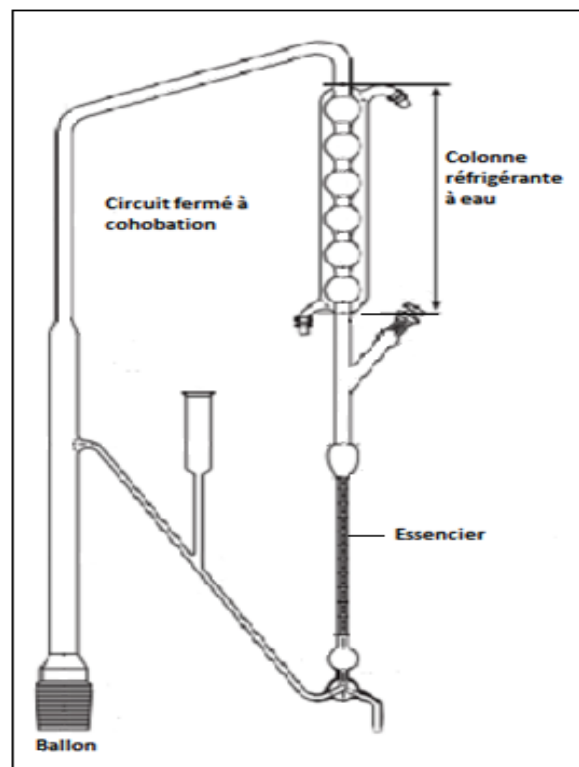


Figure 1 : Appareil de Clevenger pour l'hydro-distillation.

L'hydro-distillation ne permet pas d'extraire les principes actifs lourds d'un végétal mais seulement les composés volatils entraînaibles. De plus, ce procédé présente des inconvénients liés à l'action de la température, certains organes végétaux comme les fleurs sont très fragiles et ne supportent souvent pas ces traitements (Garnéro, 1996).

Des techniques plus récentes pourraient résoudre ce problème, mais leur emploi reste très limité comme l'enflourage, les fluides subcritiques ou supercritiques, les micro-ondes, les fluides sous pression, etc. (Piochon, 2008).

La distillation assistée par micro-ondes par exemple, a fait l'objet de plusieurs études et ne cesse d'être améliorée. Elle présente beaucoup d'avantages : technologie verte, économie d'énergie et de temps et dégradations thermiques et hydrolytiques minimisées (Lahlou, 2004 et Lucchesi *et al.*, 2004).

13. Analyse de la composition chimique des huiles essentielles

Une fois l'huile essentielle obtenue, deux techniques ont pour objectif d'identifier les différents constituants d'une huile essentielle :

- la chromatographie en phase gazeuse « CG », utilisée pour l'analyse quantitative ;
- la même analyse CG couplée à la spectroscopie de masse « CG/SM » pour une analyse qualitative.

Ces deux techniques permettent aussi la détection d'éventuelles traces de produits indésirables tels que des produits chimiques ajoutés ou des pesticides (Santos *et al.*, 2006).

D'autres techniques d'analyse comme la ^{13}C -NMR (Nuclear Magnetic Resonance) ou la ^1H -NMR permettent de mieux étudier les molécules structurellement semblables comme les composés stéréo-isomériques et d'autres composés difficilement séparables par CG (Baser et Buchbauer, 2009).

13.1 La chromatographie en phase gazeuse

Cette technique permet de séparer les molécules contenues dans un mélange plus ou moins complexe. Elle détecte les composés naturellement volatils, mais aussi des molécules rendues volatiles par chauffage, sans décomposition, par des réactions de dérivatisation (acétylation, silylation) (Rojas-Escurdo *et al.*, 2004 et Bielicka *et al.* 2004).

La mise sur le marché du premier appareil de chromatographie en 1955, puis les progrès de l'instrumentation (colonne capillaire, détecteurs) et sa relative facilité d'emploi ont fait de cette technique l'une des plus répandues dans les laboratoires de chimie analytique (Tranchant *et al.*, 1995). Un grand choix de phases stationnaires, de température programmée et de débit de phase mobile (gaz inerte comme l'hélium ou l'argon) permettent une grande adaptabilité (Bouzabata, 2015b).

Son principe consiste à introduire l'échantillon à analyser dans l'injecteur pour le faire passer par une colonne capillaire contenant une phase stationnaire. Au cours du déplacement de l'échantillon dans la colonne, les propriétés chimiques des différentes molécules permettent de

les séparer en fonction de leur affinité avec la phase stationnaire. Elles sortent (éluent) à l'extrémité de la colonne avec des temps de rétention différents (McNair et Miller, 1997).

Les informations obtenues sont traitées par ordinateur et présentées sous forme de graphe avec des pics représentant les composés détectés ayant des surfaces indiquant leurs quantités relatives.

13.2 Les indices de rétention

Les indices de rétention sont proposés par Kovats en 1958 (IR ou IK) et permettent d'affiner l'identification des composants chimiques. Ils représentent des temps de rétention caractéristiques propres à chaque composé pour un type de colonne donné (dans des conditions opératoires bien définis) (Van den dool et Kratz, 1963).

Deux types de phases stationnaires (colonnes polaire et apolaire) sont utilisés pour éviter les problèmes de coélutions. Les indices de rétention de chaque constituant sont calculés sur les deux colonnes et sont ensuite comparés avec ceux des composés de référence mesurés en laboratoire ou décrits dans la littérature (Bouzabata, 2015b).

Toutefois, les indices de rétention ne suffisent pas à identifier tous les composés avec précision. Par exemple, les sesquiterpènes sont difficilement identifiables contrairement aux monoterpènes les plus communs, 230 sesquiterpènes de masses moléculaires proches se répartissent sur un intervalle de seulement 300 unités d'indices de rétention (Joulain, 1994).

Afin de pallier aux limites de la chromatographie en phase gazeuse, elle est souvent associée à la spectroscopie de masse.

13.3 Couplage de la chromatographie avec la spectroscopie de masse (CG/SM)

Le couplage de la CG avec la spectrométrie de masse en mode impact électronique (SM-IE) est la technique la plus utilisée pour l'analyse des HEs (Bouzabata, 2015b).

Un spectromètre de masse branché à la sortie de la colonne du chromatographe brise chaque molécule en fragments ionisés puis les détecte en fonction de leur rapport masse/charge. Ces deux appareils utilisés ensemble permettent l'identification d'une substance à un degré beaucoup plus précis que chaque unité utilisée séparément (Adams, 2007).

Cette technique permet d'obtenir des informations structurales à partir des fragmentations observées mais aussi la masse molaire d'un composé. Elle permet l'identification d'un composé par comparaison de son spectre de masse à ceux des composés de référence répertoriés dans des bibliothèques de spectres informatisées (NIST, 1999 ; Adams, 2007).

Même si le couplage CG/SM donne des résultats satisfaisants pour la plupart des HEs, il arrive que des difficultés soient rencontrées pour des molécules avec des spectres de masse

identiques ou insuffisamment différenciés. C'est le cas de certains sesquiterpènes et diterpènes, puisque ces molécules sont construites à partir des mêmes unités isopréniques (Vernin *et al.*, 1986 et Cavaleiro, 2001).

14. Composition chimique des huiles essentielles

Les constituants des HEs appartiennent principalement à deux grandes familles chimiques : les hydrocarbures terpéniques (ou terpenoïdes) qui sont les molécules les plus fréquemment rencontrés (monoterpènes, sesquiterpènes, diterpènes, triterpènes...) et souvent porteurs de fonctions alcools, esters, aldéhydes, cétones, éthers-oxydes... (Laurent, 2017).

Les hydrocarbures aromatiques (benzoïdes ou phénylpropanoïdes), rencontrés en moindre quantité, contiennent généralement un cycle benzénique (C_6H_6), comme les phényles, les benzyles, les phényles-éthyles et les phényles-propyles, ainsi que des structures polycycliques, telles que le naphthalène et le benzo[a]pyrène (Azevedo, 2001 et Tisserand et Young, 2014).

14.1 Les hydrocarbures terpéniques

Les hydrocarbures, composés de carbone et d'hydrogène, varient considérablement en taille et en complexité. Ils comprennent les alcanes, les alcènes et les alcynes. Les alcènes sont des constituants très communs dans les huiles essentielles, alors que les alcynes n'y sont normalement pas retrouvés. Les alcanes et les alcènes ont fréquemment des structures cycliques ou alicycliques, avec notamment le cyclohexane (C_6H_{12}) (Tisserand et Young, 2014).

Les terpènes sont le produit de l'assemblage d'une ou de plusieurs unités isoprène à cinq atomes de carbone à squelette 2-méthylbutane (C_5H_8)_n. Les terpènes les plus fréquemment rencontrés dans les huiles essentielles sont : les hémiterpènes (5 atomes de carbones), les monoterpènes (C_{10}), les sesquiterpènes (C_{15}), et quelques diterpènes (C_{20}) (Breitmaier, 2006).

14.1.1 Les monoterpènes

Plus de 1500 monoterpènes, résultant de la fusion de deux unités isoprènes ont été décrits (Breitmaier, 2006). Ils peuvent être : linéaires ou cycliques (Figure 2). Souvent volatils et odorants, on leur attribue des effets thérapeutiques et bactériostatiques, et sont largement présents dans la majorité des HEs. Parmi les monoterpènes les plus connus, on retrouve le limonène, caractéristique des essences de zestes de Citrus, ainsi que l' α et le β -pinène présents dans les HEs des conifères (Beylemans, 2013 et Bouzabata, 2015b).

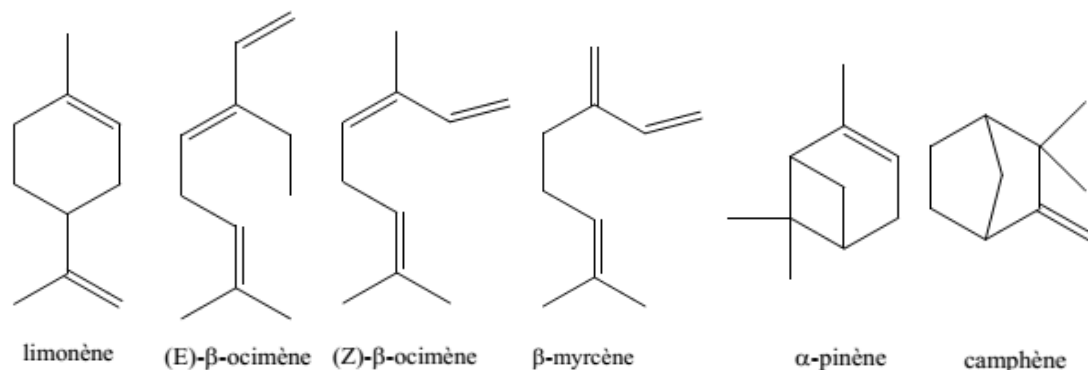


Figure 2 : Structures chimiques de quelques monoterpènes

Tableau I : Quelques espèces végétales et les monoterpènes contenus dans leurs HEs

Ss Embranch.	Famille	Espèces	Monoterpènes
Gymnospermes	Abiétacées	<i>Pinus sylvestris</i> L.	α & β-pinènes (40 et 13%) Limonène (25-30%)
	Cupressacées	<i>Cupressus sempervirens</i> L. var. <i>stricta</i> (Ait.) Rehd	α-pinène (45,5%) δ3-carène (25.5%)
Angiospermes	Lauracées	<i>Laurus nobilis</i> L.	α-pinène (4-6%) Sabinène (4,5%)
		<i>Cinnamomum camphora</i> (L.) Sieb	Sabinène (4-7%)
	Poacées	<i>Cymbopogon nardus</i> (L.) Rendle [Citronnelle de Ceylan]	Camphène
	Zingiberacées	<i>Zingiber officinale</i> (L.) Roscoe [Gingembre]	Camphène (8%)
	Rutacées	<i>Citrus limonum</i> Risso [Citron jaune]	Limonène (jusqu'à 80%) β-pinène, γ-terpinène
		<i>Citrus reticulata</i> Blanco [Mandarine rouge]	Limonène (65-94%) γ-terpinène
		<i>Citrus sinensis</i> (L.) Osbeck [Oranger]	Limonène (49%)
		<i>Citrus paradisi</i> Macf. [Pamplemoussier]	Limonène (96-98%)
	Cistacées	<i>Cistus ladaniferus</i> L.	α-pinène (50%)
	Myrtacées	<i>Eucalyptus globulus</i> Labill.	α-pinène (10-12%)
		<i>Melaleuca alternifolia</i> Cheel.	α & γ-terpinènes (7-8 et 14-18%)
Lamiacées	<i>Lavandula angustifolia</i> Miller	Ocimènes	
	<i>Lavandula hybrida</i> Rev. clone <i>abrialis</i>	Linalool	
	<i>Thymus vulgaris</i> L. var. <i>thymoliferum</i>	Para-cymène	

(Baudoux, 1998 ; Jollois, 2001 et Beylemans 2013)

14.1.2 Les sesquiterpènes

C'est la classe la plus diversifiée des terpènes avec plus de 10 000 molécules connues à ce jour mais sont cependant peu abondamment retrouvés dans les HEs (Breitmaier, 2006). Ce sont des dérivés du 2,6,10-triméthylododécane (ou farnésane) et ils présentent une très grande variété de squelettes (Figure 3) (Beylemans, 2013).

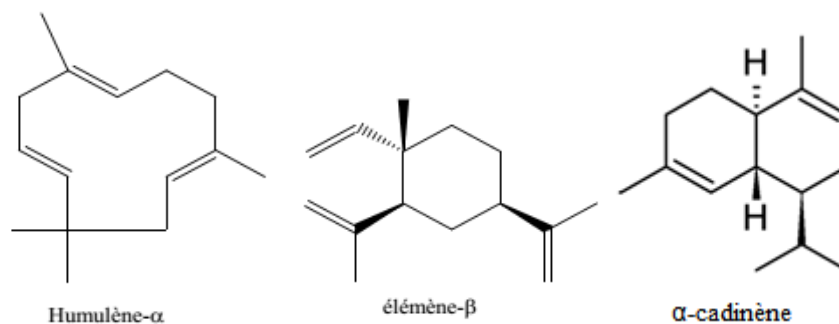


Figure 3 : Structures chimiques de quelques sesquiterpènes

14.2 Les composés aromatiques

Certains composés aromatiques sont des dérivés des propénylphénols. Ils sont plus rares que les terpènes mais sont souvent des constituants caractéristiques de certaines huiles essentielles comme chez la famille des Apiacées (anis, fenouil, persil...). Ces composés présentent souvent diverses fonctions chimiques (Figure 4) (Bruneton, 2016).

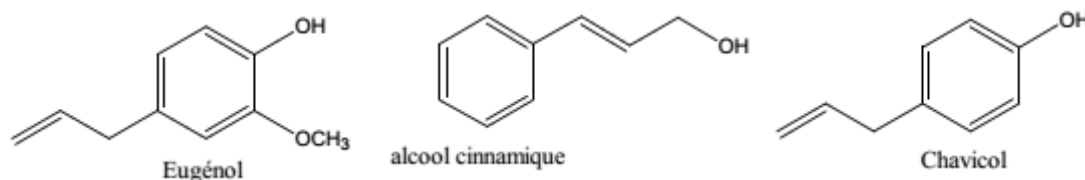


Figure 4 : Structures chimiques de quelques composés aromatiques

14.3 Les diverses fonctions chimiques

Les composants chimiques des HEs peuvent porter divers groupes fonctionnels regroupés en six classes selon leur structure : alcools, oxydes, aldéhydes, cétones, acides carboxyliques et esters (Clarke, 2008 ; Baser et Buchbauer, 2009 et Bruneton, 2016) :

- a) **Les alcools** (suffixe -ol), sont peut-être le groupe le plus varié. Les alcools monoterpéniques ne sont pas nombreux, mais sont retrouvés dans un grand nombre d'HEs. Les alcools sesquiterpéniques sont nombreux mais ne se trouvent que dans quelques huiles (Tisserand et Young, 2014). Le bornéol du camphrier de Bornéo, le

linalool, le géraniol ou l' α -terpinéol sont des exemples courants (Funk & Wagnalls, 2004).

Les phénols sont des alcools qui ont leur groupe hydroxyle -OH attaché à un cycle benzénique, ce qui rend le groupe -OH très faiblement acide et assez réactif. Par conséquent, les phénols peuvent être irritants pour la peau et les muqueuses (Tisserand et Young, 2014). Les plus retrouvés dans les HEs sont le thymol, l'eugénol et le carvacrol, on leur attribue une très bonne activité antiseptique. Les alcools sont relativement non toxiques, non mutagènes et peu irritants (Belsito et al 2008).

- b) Les esters** (suffixe -yle), tels que les acétates d' α -terpényle, de linalyle, d'eugényle, de néryle... Les lactones et les coumarines sont des esters cycliques présents en faible concentration (parfois à l'état de traces) dans les HEs (Funk & Wagnalls, 2004).
- c) Les aldéhydes** (suffixe -al), subdivisés en aldéhydes terpéniques (ex : citronnellal dans la citronnelle de Java, géraniol ...) et en aldéhydes aromatiques tel que l'aldéhyde benzoïque dans l'huile d'amande amère (Funk & Wagnalls, 2004).

Ces composés contiennent le groupe fonctionnel -CHO, et peuvent être considérés comme des alcools primaires partiellement oxydés. Ils sont largement distribués comme constituants naturels des HEs. Les aldéhydes ont une odeur légèrement fruitée lorsqu'ils sont sentis isolément. Ils provoquent souvent des irritations cutanées et des réactions allergiques (Tisserand et Young, 2014).

- d) Les acides carboxyliques** possèdent le groupe carbonyle -COOH et sont des acides faibles rarement trouvés dans les huiles essentielles en raison de leur faible volatilité. Ils sont nommés d'après leur fraction d'hydrocarbure, avec le suffixe « acide ». Ils sont formés lors de l'oxydation des aldéhydes et ont souvent une odeur piquante. Ils sont très réactifs et forment facilement des esters avec des alcools (ou des lactones lorsque le groupe alcool est dans la même molécule) et les amides avec des amines (Tisserand et Young, 2014).
- e) Les cétones** (suffixe -one), telle que la menthone dans l'huile de menthe poivrée, sont structurellement similaires aux aldéhydes et possèdent également un groupe carbonyle. Elles peuvent être produites par oxydation d'alcools secondaires et sont des composés relativement stables et difficilement oxydables.
- f) Les oxydes**, sont des **éthers** cycliques aussi appelés « éther-oxyde » présents dans la majorité des HEs. L'exemple le plus courant est le 1,8-cinéole (Eucalyptol) (Funk & Wagnalls, 2004).

Chapitre 2 :

ESPÈCES ETUDIÉES

1. Généralités sur la Famille des *Myrtaceae*

Les *Myrtaceae* forment la huitième plus grande famille de plantes à fleurs, elle regroupe 131 genres et environ 5 482 espèces (Govaerts et *al.*, 2020). Cette famille se développe principalement dans l'hémisphère Sud, elle est très présente en Asie du Sud-Est, en Océanie, dans les forêts tropicales humides d'Afrique et d'Amérique centrale et du Sud (Figure 5) (Sytsma et *al.*, 2004 et Lucas et *al.*, 2007).



Figure 5 : Répartition géographique de la famille des *Myrtaceae* (Heywood, 1996)

La famille des *Myrtaceae* regroupe des arbres et des arbustes très intéressants écologiquement et économiquement, beaucoup produisent des fruits (*Eugenia* ou *Psidium*, dont fait partie le goyavier), des épices (*Syzygium*, dont le giroflier) ou des huiles essentielles (*Melaleuca*, *Myrtus*...). Certains genres rassemblent un grand nombre d'espèces, les *Eucalyptus* par exemple, comptent 760 espèces, toutes endémiques de l'Océanie. Les *Eugenia* et les *Myrcia* représentent environ 1 020 et 750 espèces respectivement, retrouvées particulièrement au Brésil et dans les forêts humides atlantiques (Dahri et *al.*, 2008 ; Migliore, 2011 et Boulmane et *al.*, 2017).

L'eucalyptus par exemple, est réputé pour ses effets anti-inflammatoire et anti-infectieux sur l'appareil respiratoire, il contribue à fluidifier les sécrétions bronchiques (expectorant). Les feuilles d'*Eucalyptus globulus* sont riches en cinéole (eucalyptol) qui leur confère de puissantes propriétés antiseptiques (Debuigne G. et Couplan F. 2006).

2. Le genre *Myrtus*

Ce genre ne regroupe que deux espèces, très proches morphologiquement mais avec des distributions géographiques disjointes et des écosystèmes différents (Figure 6).

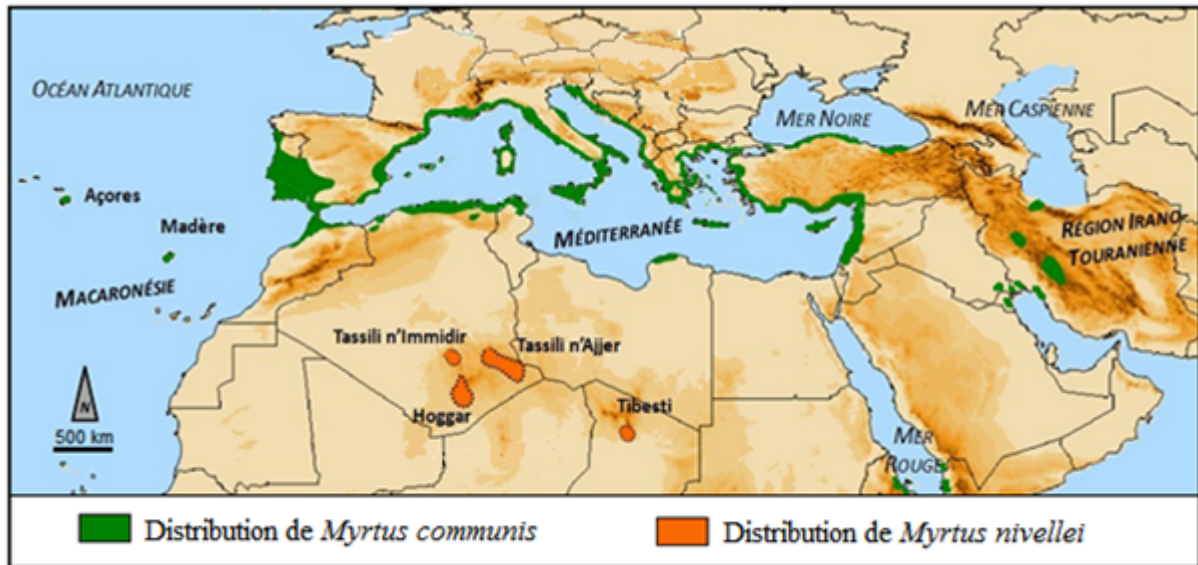


Figure 6 : Distribution géographique (naturelle) des deux espèces du genre *Myrtus* dans le monde (Migliore, 2011)

Les études chronologiques, phylogénétiques et moléculaires suggèrent que la lignée du genre *Myrtus* a divergé à la base de la tribu des Myrteae au cours de l'Éocène (-56 à -34 Ma) et ne comptait alors qu'une seule espèce, *Myrtus communis*, représentative des matorrals thermophiles méditerranéens (Biffin et al., 2010).

Cette première espèce pousse spontanément dans les maquis tout autour de la mer Méditerranée, de la Macaronésie (Açores et Madère) jusqu'à l'Asie centrale en passant par le Moyen-Orient. Elle est aussi présente naturellement en Éthiopie et au Yémen (Anwar et al., 2017). Elle a été introduite pour ses qualités ornementales en Amérique du Nord (Californie) et du Sud (Brésil), en Afghanistan, au Pakistan et Inde (Sumbul, 2011), en Afrique du Sud, en Australie, en Allemagne, en Pologne et même dans les pays Scandinaves (Ahmed et Vardar, 1973).

L'étude approfondie de la phylogénie du genre *Myrtus* en Méditerranée et au Sahara, propose que *M. nivellei* est le résultat du transport de graines de *M. communis* vers le Sud, par les oiseaux migrateurs, il y a près de 2 millions d'années, suivie d'une légère différenciation morphologique due à l'isolement dans les montagnes du Sahara centrale, en Algérie et au Tchad. Ces deux espèces auraient donc une origine commune malgré des étages bioclimatiques différents (Figure 7) (Migliore et al., 2012).

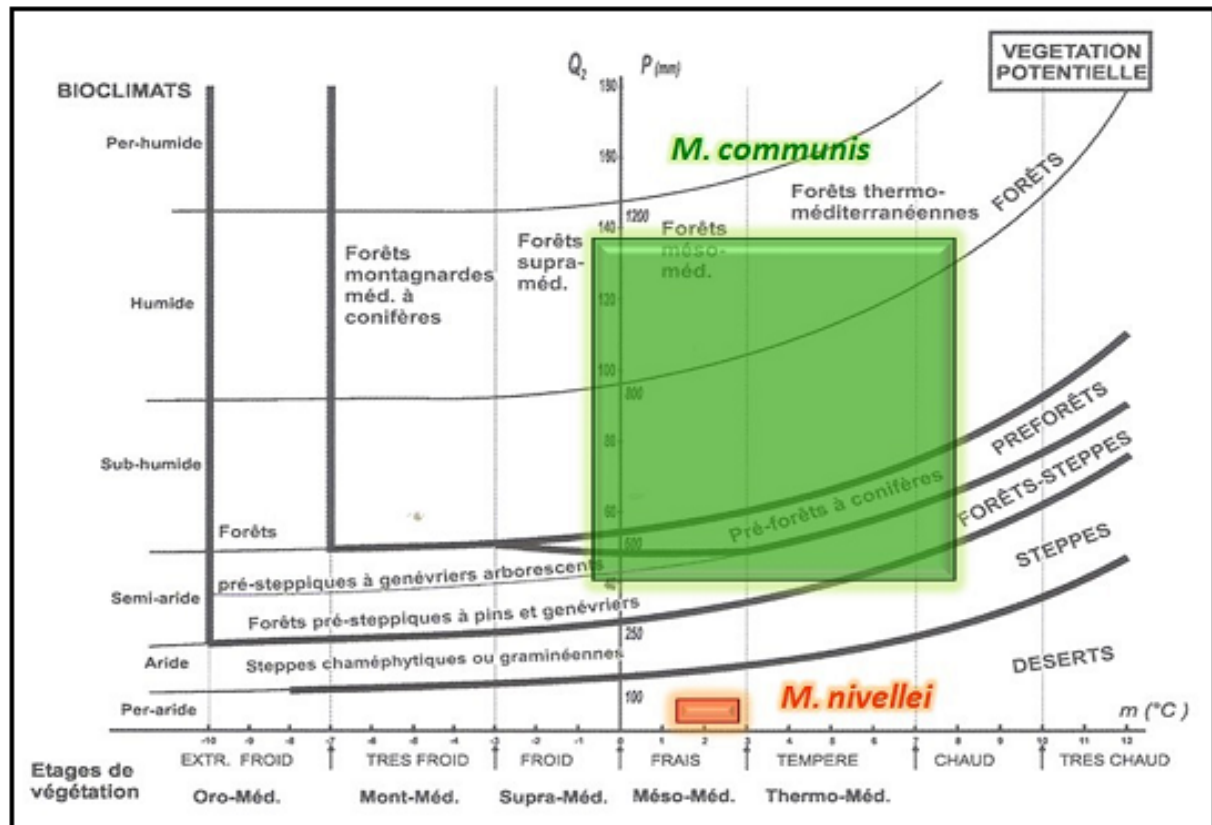


Figure 7 : Positionnement de *Myrtus communis* et de *Myrtus nivellei* dans le climagramme d'Emberger (Migliore, 2011).

M. nivellei est une espèce rare, endémique des montagnes du Sahara central, dans les massifs du Hoggar, du Tassili N'Ajjer, du Tefedest et du Tassili N'Immidir en Algérie et dans le massif du Tibesti au Tchad (Battandier & Trabut, 1911 ; Quézel, 1965 ; Rached *et al.*, 2017).

3. *Myrtus communis* : utilisations et propriétés

Qu'elles soient traditionnelles ou étayées par des études scientifiques, les utilisations alimentaires ou médicinales de *Myrtus communis* sont nombreuses.

3.1 Alimentation

Le myrte commun est utilisé depuis l'antiquité comme épice pour son goût fortement amer, surtout en Italie, et comme substituant aux feuilles de Laurier noble en Corse (France) (Gortzi *et al.*, 2006 et Venturini, 2012). Les baies sont consommées comme telles, ou utilisées en macération avec les feuilles pour produire une liqueur aromatisée appelée *Mirto* en Corse et en Sardaigne (Italie). Certaines parties de la plante sont utilisées dans l'industrie alimentaire pour améliorer le goût de la viande et des sauces (Chalchat *et al.*, 1998).

3.2 Usages en médecine traditionnelle

Le myrte commun est inscrit dans les pharmacopées française (2013) et européenne (European Pharm., 2002) en raison de ses diverses vertus thérapeutiques.

Il est souvent consommé en infusion ou en décoction pour le traitement des maux d'estomac, de l'hyperglycémie, de la toux, la constipation, la perte d'appétit, mais aussi en usage externe pour la cicatrisation (Serce et *al.*, 2010). Les infusions de feuilles et de jeunes branches sont utilisées comme remède contre les troubles gastro-intestinaux, la diarrhée, l'asthme, l'eczéma, le psoriasis, les infections urinaires, et sont connues pour être antiseptiques, hypoglycémiques, astringentes et stimulantes (Hennia et *al.*, 2018).

En Turquie, les feuilles et les fruits sont utilisées comme antiseptique (Baytop, 1999). En Italie comme en Tunisie, les fruits sont utilisés dans le traitement des maladies infectieuses, y compris la diarrhée et la dysenterie ; les feuilles sont utilisées comme agent antiseptique et anti-inflammatoire, mais aussi comme rince-bouche contre les aphtes et pour le traitement de la candidose (Gortzi et *al.*, 2006 et Mahboubi, 2016).

En Algérie, les feuilles sont préconisées pour les maladies des voies respiratoires, les bronchites, les sinusites, les otites, les diarrhées et les hémorroïdes (Mahboubi, 2017). Les fruits sont utilisés contre la dysenterie, l'entérite et les hémorragies (Beloued, 1998). Le myrte est aussi connu en Algérie pour ses propriétés anti-inflammatoires et hypoglycémiantes (Bouzabata et *al.*, 2013b).

L'huile essentielle extraite des feuilles de myrte a été utilisée dans le traitement des troubles pulmonaires par inhalation (Clark, 1996), et entre dans la fabrication de diverses spécialités pharmaceutiques telles que Myrtine inhalante[®] (solution pour inhalation par fumigation) ou Nazinette du docteur Gilbert[®], qui est une pommade nasale (Fidon, 1992).

De nombreuses études ont été publiées concernant ses propriétés anti-inflammatoires (Hosseinzadeh et *al.*, 2011 et Amira et *al.*, 2012), antiseptiques (Amensour et *al.*, 2010), antibactériennes et antifongiques (Cannas et *al.* 2013 et Bouzabata, 2015a), anti-protazoaires (Deriu et *al.*, 2007 et Belmimoun et *al.*, 2016), antiparasitaires, digestives, antispasmodiques (Satrani et *al.*, 2006), anti-génotoxiques, anti-mutageniques (Hayder et *al.*, 2003), antioxydantes (Mimica-Dukić et *al.* 2010 et Cherrat et *al.* 2013), et hypoglycémiques (Onal et *al.*, 2005).

3.3 Huiles essentielles

Myrtus communis est une plante riche en huile essentielle, de nombreuses études ont été publiées concernant le rendement en HE, leurs compositions chimiques et leurs activités biologiques.

3.3.1 Rendement

Le rendement en huile essentielle de *Myrtus communis* varie selon l'origine géographique et le stade de développement de la plante (Hennia, 2016). La majorité des auteurs soutient que les HEs sont principalement localisées dans les feuilles (Barboni et al., 2010 et Aboutabl et al., 2011).

Les rendements les plus élevés ont été enregistrés pour des populations d'Iran (2,5% et 2,61%) (Weyerstahl et al., 1994 et Pezhmanmehr et al., 2009 respectivement) (Tableau II).

Tableau II : Rendement en huiles essentielles des feuilles de *M. communis*

Auteurs	Pays	Rendement %	Période de récolte	Stade de développement
Farah et al. (2006)	Maroc	0,3 - 0,4*	-	Différents stades
Berka-Zougali et al. (2010)	Algérie	0,51**	Novembre	Fructification
Hennia et al. (2015)	Algérie	0,28 - 0,77	Septembre	Pré-fructification
Barhouchi et al. (2016)	Algérie	0,62	-	Végétatif
		1,14	-	Floraison
		0,6	-	Fructification
Belmimoun et al. (2016)	Algérie	0,52	Juillet	Floraison
Aidi Wannas et al. (2010)	Tunisie	0,61	Juillet	Floraison
Messaoud et al. (2011)	Tunisie	0,44 - 0,52	-	Fructification
Tuberoso et al. (2006)	Italie	0,52	Novembre/Déc.	Fructification
Pereira et al. (2009)	Portugal	0,33 - 0,74	-	Différents stades
Jerkovic et al. (2002)	Croatie	0,19 - 0,37	12 mois	Différents stades
Koukos et al. (2001)	Grèce	0,22	Juin	Floraison
Gardeli et al. (2008)	Grèce	1,2 - 1,45	Fév., Mai et Aout	Différents stades
Senatore et al. (2013)	Italie	0,33	Juin	Floraison
	Turquie	0,38	Juin	Floraison
Özek et al. (2000)	Turquie	1,1	Mai	Floraison
Chalchat et al. (2010)	Turquie	0,62	Aout	Floraison
Khan et al. (2014)	Arabie Saoudite	0,68	Avril	Floraison
Weyerstahl et al. (1994)	Iran	2,5	-	Floraison
Pezhmanmehr et al. (2010)	Iran	1,8 - 2,61	-	Floraison
Ghasemi et al. (2011)	Iran	0,47	Juillet	Floraison
Zomorodian et al. (2013)	Iran	0,69	Mai	Préfloraison
Salimi Beni et al. (2017)	Iran	0,8 - 2,2	Juin	Floraison

* Intervalle de rendements ** Rendement moyen de plusieurs échantillons

En Algérie, le meilleur rendement relevé est de 1,14% pour un échantillon d'Annaba récolté durant la floraison (Barhouchi et al., 2016). Les autres études montrent des résultats d'extraction moins élevés. Ainsi, le myrte commun de Honaïn (Tlemcen) a donné 0,52% d'huile

(Belmimoun et *al.*, 2016) et celui de Baïnem (Alger) a donné 0,51% (Berka-Zougali et *al.*, 2010). Des échantillons de myrte de la région de Ténès ont permis d'obtenir entre 0,28 et 0,77% d'huile (Hennia et *al.*, 2015). D'autres populations de la région d'Annaba ont donné un rendement oscillant entre 0,4 et 1% (Bouzabata et *al.*, 2013a, 2013b et 2015).

Plusieurs auteurs ont signalé l'influence du stade de développement sur le rendement. L'échantillonnage et l'extraction mensuelle d'une population de Croatie pendant une année a permis de conclure que le rendement des feuilles atteint son maximum au début et à la fin de la floraison (Juillet et Novembre) (Jerkovic et *al.*, 2002). Ces résultats sont confirmés par Pezhmanmehr et *al.* (2010) en Iran et par Özek et *al.* (2000) et Chalchat et *al.* (2010) en Turquie, qui signalent tous que le rendement est plus élevé en période de floraison que pendant les autres périodes.

Des chercheurs ont aussi constaté des différences significatives de rendement entre le myrte poussant spontanément à Belgrade prélevé en été (0,76%) et le myrte cultivé *in vitro* (0,37%) (Savikin-Fodulovic et *al.*, 2000), les mêmes observations sont rapportées pour des populations d'Espagne (Boelens et Jimenez, 1991). Au contraire, le myrte cultivé d'Italie a produit généralement plus d'huile essentielle (0,16 - 1,07%) que le myrte sauvage de Corse (0,13 - 0,46%) (Mulas et Melis, 2011).

Les différences de rendement peuvent être expliquées par l'exposition au soleil comme cela a été établi pour les espèces *Anethum graveolens*, *Artemisia dracuncululus* et *Ocimum basilicum* (Figueiredo et *al.*, 2008). La diminution de rendement en huile essentielle sous de faibles niveaux de rayonnement solaire a aussi été démontré chez le basilic (Chang et *al.*, 2008).

Les molécules volatiles des HEs jouent un rôle majeur dans l'adaptation des plantes aux conditions environnementales stressantes. L'augmentation de leur production est probablement un mécanisme de désintoxication induit en réponse à la production excessive d'ERO (espèces radicalaires de l'oxygène) dans la plante, résultat de stress oxydatifs environnementaux (Sharma et *al.* 2012 et Gniazdowska et *al.*, 2015). La production d'HE peut également être positivement affectée par le déficit hydrique (Jochum et *al.*, 2007 ; Shoshtari et *al.*, 2017).

D'autres travaux ont porté sur les variations de rendement au cours d'une même journée. Ainsi, les fleurs de roses donnent généralement un meilleur rendement si la récolte se fait entre 6h et 9h du matin (Baser et Buchbauer, 2009). Chez *Ocimum gratissimum*, le rendement en HE est faible le matin à 7h (0,3%), maximal à midi (1,8%) puis décroît lentement dans l'après-midi (1,6% à 19h) (Yayi et *al.*, 2004).

3.3.2 Composition chimique des huiles essentielles de *M. communis*

La première étude concernant la composition chimique des huiles essentielles de *M. communis* date de 1907 et révélait la présence de composés oxygénés (Semmler et Bartelt, 1907). Plus tard, Peyron (1970) identifia les principaux monoterpènes caractéristiques de cette huile essentielle comme l' α et le β -pinène, le 1,8-cinéole, le linalool, le nérol, le géraniol, quelques esters, et les acétates de linalyle, de géranyle et de myrtényle.

Depuis, elle a fait l'objet de nombreuses études et des variations importantes sont constatées selon les régions. Parmi les recherches les plus récentes, on compte celles de Bettaieb et al. (2016), Romeilah (2016), Zenebe Hagos et al. (2017a), Fadil et al. (2017), Anwar et al. (2017), Harassi et al. (2018) et El Hartiti et al. (2020) (Tableaux III et IV). On remarque que les monoterpènes sont toujours majoritaires dans ces huiles, mais il est difficile d'établir un profil chimique commun, les monoterpènes hydrocarbonés sont majoritaires dans certaines huiles alors que les monoterpènes oxygénés le sont dans d'autres.

Globalement, les composés majoritaires sont quasiment toujours les mêmes mais avec des variations assez importantes. La majorité des huiles sont caractérisées par des teneurs importantes d' α -pinène et de 1,8-cinéole. Souvent, l'un de ces deux composés domine largement l'autre. Le 1,8-cinéole est présent dans toutes les huiles avec des teneurs allant de 2,3% dans les populations Tunisiennes (Bettaieb et al. 2016) à 52,5% dans les populations Marocaine (Fadil et al., 2017).

L' α -pinène est présent dans quasiment toutes les huiles, avec des teneurs allant de zéro à 66,1% (Bradesi et al., 1997). les huiles de Corse (Bradesi et al., 1997 et Chalchat et al., 1998), d'Italie (Flamini et al., 2004), de Tunisie (Chalchat et al., 1998 et Aidi Wannan et al., 2010) d'Algérie (Bouzabata et al., 2010 et Barhouchi et al., 2016) et d'Iran (Pirbalouti et al. 2014 et Siadat et al. 2016) en contiennent le plus. En revanche, quelques populations du Maroc (Fadil et al., 2017 et Harassi et al., 2018) et de Chypre (Akin et al., 2010) en contiennent très peu ou pas.

Le limonène est présent à des taux qui varient généralement entre 0 et 44,2%, ce taux relativement élevé a été rapporté par Tuberoso et al. (2006) dans une population d'Italie. Plusieurs auteurs n'ont pas pu séparer le limonène et le 1,8-cinéole lors de leurs analyses (Jerkovic et al., 2002 ; Pereira et al., 2009 et Barhouchi et al., 2016) (Tableaux III et IV).

Il est intéressant de noter qu'il existe beaucoup d'étude sur les HEs de *M. communis* d'Iran. Nous avons rassemblé les données les plus récentes dans le tableau V. On peut constater que les composants majoritaires sont aussi le limonène, l' α -pinène et le 1,8-cinéole.

Tableau III : Compositions chimiques des huiles essentielles de *M. communis* de l'Ouest de la Méditerranée

Composés	Auteurs et Pays				Fadil et al. (2017) Maroc				Harassi et al. (2019) Maroc		Pereira et al. (2009) Portugal	Boelens et al. (1992) Espagne	Bradesi et al. (1997) Corse			Chalchat et al. (1998) Corse	Flamini et al. (2004) Italie		Tuberoso et al. (2006) Italie	Messaoud et al. (2011) Tunisie					Bettaieb et al. (2016) Tunisie	Benghaya et al. (2013) Tunisie	Aidi Wa. et al. (2010) Tunisie	Chalchat et al. (1998) Tunisie	
	Chalchat et al. (1998) Maroc	Satrani et al. (2006) Maroc	Cherrat et al. (2013) Maroc	El Hartiti et al. (2020) Maroc																									
Isobutyl isobutyrate	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	0,2	1,7	0,2	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,4
α-Pinène	21,8	10,0	16,5	19,4	2,2	0,4	1,0	29,7	9,5	1,4	4,8	16,5	8,2	44,7	50,1	66,1	55,1	41,6	28,9	18,9	20,4	16,7	30,7	30,3	29,5	30,5	58,1	52,1	
Camphène	0,1	0,1	2,5	0,1	0,2	0,0	0,0	0,3	0,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,1	0,1	0,0	0,0	0,0	0,1	
β-Pinène	0,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	0,2	0,5	0,7	0,5	0,4	0,7	0,7	0,9	0,3	0,2	0,5	0,5	0,0	0,3	6,5	0,6	
ρ-Cymène	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	0,5	1,3	0,0	1,0	0,2	0,8	5,1	0,5	0,2	0,4	0,7	0,0	1,0	0,7	1,8	
Limonène	10,0	0,4	0,0	0,0	0,9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	31,3*	7,6	3,7	6,3	5,6	5,2	9,5	5,2	44,2	7,0	7,2	8,6	8,9	20,5	17,8	0,1	6,7	
1,8-Cinéole	35,0	43,0	26,9	42,4	32,0	8,3	37,4	52,2	52,5	8,1	36,4		29,9	38,3	23,8	15,5	18,9	25,5	24,2	8,7	22,5	20,1	27,7	30,6	2,3	20,9	21,7	24,5	
E - β-ocimène	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,3	1,3	0,4	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	0,2	
β-Ocimène	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,3	0,1	0,1	0,2	0,0	3,4	0,0	0,0	
α-Terpinolène	0,0	0,0	0,0	0,0	3,0	0,3	20,8	3,3	3,8	0,0	0,0	0,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,4	0,0	0,0	
γ-Terpinène	0,1	2,9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,2	0,3	0,9	0,0	0,4	0,3	0,8	2,7	0,2	0,3	0,1	0,2	0,0	0,0	0,0	0,3	
Linalool	2,0	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	0,1	0,0	5,8	1,5	7,0	0,5	2,6	3,6	1,7	2,8	2,9	11,7	1,0	11,8	11,3	11,0	10,4	11,5	0,0	2,5	2,4	
β-Linalool	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	10,1	0,0	0,0	
α-Terpinéol	0,3	3,8	0,0	4,5	7,8	7,1	16,5	6,8	2,9	15,5	6,9	3,6	4,2	4,4	3,7	4,6	0,2	2,8	3,6	0,9	4,5	2,7	4,3	3,6	1,2	0,0	0,8	0,4	
Myrtenol	0,8	1,6	0,0	0,0	0,0	8,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,8	0,6	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	1,3	0,3	0,1	0,0	0,0	0,0	0,1	
Acétate de linalyle	0,1	0,6	0,0	0,0	0,0	1,3	3,4	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0	0,4	0,7	2,9	0,5	1,6	3,5	1,8	0,1	10,0	0,0	0,7	0,5	
Acétate de myrtenyle	18,0	25,1	49,3	21,3	0,0	61,1	0,4	0,5	26,3	8,8	7,1	22,2	35,9	0,0	0,0	0,0	0,8	0,0	0,0	0,0	14,5	20,2	0,1	0,8	0,0	0,8	0,1	0,2	
Acétate d'α-terpenyle	4,1	0,3	0,0	0,0	0,0	6,6	8,6	1,5	1,5	0,0	0,0	0,3	0,3	0,0	0,0	0,0	1,9	1,1	1,6	0,0	0,3	0,4	0,2	0,2	0,0	0,0	0,4	1,8	
Acétate de geranyle	2,0	2,9	0,0	2,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	11,6	9,3	0,2	1,7	0,8	1,3	1,7	1,4	0,0	0,0	0,9	3,5	2,0	2,9	2,0	5,6	0,0	1,4	1,9	
Méthyle eugénol	0,6	1,1	4,8	1,9	33,6	0,0	5,3	0,5	0,0	18,7	9,4	3,5	0,0	0,5	0,0	0,9	0,7	0,8	1,1	3,1	3,0	3,3	1,1	1,2	0,0	0,0	0,4	0,4	
Oxyde de caryophyllène	0,1	0,2	0,0	0,0	1,9	0,0	0,2	0,2	0,7	2,4	0,4	0,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,9	0,6	0,6	0,7	0,4	0,4	0,3	0,5	0,0	0,5	0,0	0,2	
Classes chimiques																													
Monoterpènes hydro.	32,9	13,4	19,0	19,5	6,3	0,7	22,0	33,3	13,5	1,4	5,0	32,1	16,6	50,0	61,6	72,6	63,2	52,6	37,9	77,2	29,5	25,6	41,5	41,6	51,4	53,7	66,2	62,4	
Monoterpènes oxygénés	62,9	78,7	81,0	72,2	75,0	93,5	71,8	62,0	83,2	68,5	70,6	54,9	73,8	46,6	32,4	24,4	27,2	33,9	45,5	15,5	62,0	64,8	49,4	49,3	31,6	31,8	28,1	32,3	
Sesquiterpènes hydro.	0,2	0,3	0,0	0,0	8,1	0,3	2,4	1,0	0,1	0,0	0,0	0,5	1,5	0,0	0,0	0,0	0,1	0,2	0,4	0,2	0,4	1,0	0,2	0,1	1,2	1,3	0,1	0,1	
Sesquiterpènes oxygénés	0,1	0,2	0,0	0,0	1,9	0,0	0,2	0,2	0,7	2,4	0,4	0,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,9	0,6	0,6	0,7	0,4	0,4	0,3	0,5	0,0	0,5	0,0	0,2	
Autres	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,1	0,5	0,2	1,7	0,2	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,4	

*Les auteurs n'ont pas séparé le limonène et le 1.8-cinéole

Tableau IV : Compositions chimiques des huiles essentielles de *M. communis* de l'Est de la Méditerranée, de la corne orientale de l'Afrique et de la péninsule arabique

Composés	Auteurs et Pays		Chalchat et al. (1998) Ex- Yougoslavie	Chalchat et al. (1998) Liban	Jerkovic et al. (2002) Croatie	Asllani (2000) Albanie	Akin et al. (2010) Chypre	Mimica-Dukic et al. (2010) Monténégro	Gardeli et al. (2008) Grèce			Koukos et al. (2001) Grèce	Chalchat et al. (2010) Turquie	Ozek et al. (2000) Turquie	Nassar et al. (2010) Egypte	Romeilah (2016) Egypte, Le Caire	Zenebe Hagos et al. (2017a) Ethiopie	Khan et al. (2013) Arabie Saoudite	Anwar et al. (2017) Yémen
Isobutyl isobutyrate	1,1	0,7	0,6	0,0	0,0	0,5	1,9	0,7	2,1	3,0	1,0	0,0	1,5	0,1	0,0	0,0	0,0	0,3	0,0
α-Pinène	24,3	32,1	6,6	19,4	20,3	0,0	14,7	35,9	10,9	10,1	11,6	18,0	23,0	6,4	25,5	27,0	5,3	11,6	2,3
β -Pinène	0,3	0,4	1,7	0,3	0,4	0,9	0,2	0,3	0,1	0,1	0,1	0,7	0,2	0,1	0,0	1,5	0,7	0,2	0,0
ρ -Cymène	1,7	0,8	0,0	1,3	1,0	1,0	0,9	1,2	0,3	0,0	0,2	0,9	0,3	0,6	0,0	0,6	0,0	0,3	0,0
Limonène	12,4	19,0	12,6*	10,9	12,3	4,3	4,1	4,5	0,0	0,0	0,0	21,8	4,9	3,4	1,6	7,2	0,0	4,0	0,0
1,8-Cinéole	22,3	26,3		21,8	16,6	50,1	25,7	23,9	13,5	12,7	19,6	0,0	15,0	18,2	27,2	20,4	33,5	26,5	18,4
E - β -ocimène	0,5	0,3	0,0	0,6	0,7	0,0	0,4	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,4	0,3	0,0	0,9	0,0	0,1	0,0
β -Ocimène	0,0	0,0	1,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
α -Terpinolène	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,1	0,8	0,1	0,2	0,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0
γ -Terpinène	0,3	0,3	0,0	0,4	0,3	0,0	0,9	0,7	0,1	0,1	0,2	0,0	0,0	0,1	0,0	0,3	0,0	0,0	0,0
Linalool	7,6	6,8	10,8	8,8	13,4	12,7	10,1	10,9	7,7	7,0	15,8	1,1	28,3	16,3	11,8	9,5	29,2	18,0	29,1
α -Terpinéol	0,6	1,1	5,8	2,9	2,1	7,6	3,1	2,8	1,6	1,8	2,9	0,0	4,5	6,5	0,7	2,2	7,2	8,9	10,8
Myrtenol	0,8	0,6	0,6	0,5	0,3	0,0	0,8	0,6	2,7	3,5	0,8	0,0	0,0	2,0	0,0	0,6	0,0	0,0	0,0
Acétate de linalyle	1,9	2,2	7,0	2,6	2,8	0,0	0,0	0,0	3,6	2,5	6,0	31,4	9,4	6,8	3,4	4,0	0,0	2,9	7,4
P-menth-1-enol	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	7,0	0,0	0,5	0,0	0,0
Acétate de myrtenyle	14,6	2,0	24,9	11,4	12,3	0,0	21,6	5,4	39,0	38,7	23,7	0,0	0,1	14,5	4,2	8,9	0,0	0,5	0,0
Acétate d' α -terpenyle	2,0	1,6	0,0	0,3	0,3	0,0	1,4	0,5	0,0	0,0	0,0	0,7	0,7	2,6	1,4	0,0	3,6	3,3	6,2
Acétate de geranyle	2,6	1,0	5,3	0,9	1,3	0,0	3,4	2,3	1,8	0,4	0,3	6,5	3,6	5,5	0,0	1,9	0,0	3,9	3,8
Méthyle eugénol	0,5	0,1	2,3	1,9	1,6	0,0	0,8	1,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	1,3	0,5	1,0	2,1	0,5	4,0
Linalyl anthranilate	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	9,1	0,0	0,0
α -Humulène	0,4	0,1	0,0	1,0	0,9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	3,7	0,0	0,0	0,0	0,8	0,0	0,0	0,0
Oxyde de caryophyllène	0,1	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	0,5	0,3	0,0	0,0	0,3	0,0	0,6	0,3	0,8	0,0
Classes chimiques																			
Monoterpènes hydrocarbonés	40,4	53,2	21,1	33,5	36,0	6,2	22,8	44,1	11,6	10,5	12,3	41,6	28,8	11,5	27,1	38,5	7,3	16,5	2,8
Monoterpènes oxygénés	53,0	41,8	68,2	51,8	52,1	74,3	67,2	47,6	70,4	68,5	72,2	40,9	63,0	74,9	59,1	49,6	76,1	64,8	87,1
Sesquiterpènes hydrocarbonés	0,4	0,1	1,2	2,2	1,9	0,0	1,5	1,4	0,5	0,3	0,8	5,2	0,2	0,1	0,6	0,8	0,0	4,1	0,0
Sesquiterpènes oxygénés	0,1	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	0,5	0,3	0,0	0,0	0,3	0,0	0,6	0,3	0,8	0,0
Autres	1,1	0,7	0,2	0,0	0,0	0,5	1,9	0,7	2,1	3,0	1,0	1,1	1,5	0,1	0,0	0,0	9,1	0,3	0,0

*Les auteurs n'ont pas séparé le limonène et le 1.8-cinéole

Tableau V : Compositions chimiques des huiles essentielles de *M. communis* d'Iran

Composés	Auteurs Provinces d'Iran																								
	Yadegarini et al. (2006)	Rasooli et al. (2009)	Ghasemi et al. (2010)		Ghannadi et al. (2011)	Rowshan et al. (2012)	Zomorodian et al. (2013) Jahroum	Bajalan et al., (2014)		Adrakani et al. (2013) Basht	Pirbalouti et al. (2014)					Nabavizadeh et al. (2014) Noorabad	Mahmoudvand et al. (2015)	Siadat et al. (2016)		Salimi Beni et al. (2017)					
								Kermanshah	Ilam		Lorestan	Khuzestan	Khuzestan N.	Khuzestan E.	Khuzestan N.W.			Mollasani	Gachsaran	Tang-Tamoradi	Keveshk	Sarab-Bahram	Dehno-Rostam	Basht	
α-Pinène	29,1	29,4	31,8	38,1	37,8	34,0	39,2	28,8	24,4	19,4	52,2	22,3	38,8	28,9	26,3	17,8	24,7	42,7	34,4	3,9	13,2	33,9	10,3	8,0	
Camphène	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	0,1	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,6	0,1	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	4,1	
β-Pinène	0,0	0,0	0,0	0,0	0,3	0,7	0,0	0,9	0,8	0,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	1,3	0,3	0,3	4,5	6,3	0,0	3,7	0,0	
δ-3-Carène	0,2	0,2	0,0	0,0	0,2	0,1	6,1	0,6	0,3	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,7	0,0	0,0	11,0	2,6	0,0	4,2	2,7	
ρ-Cymène	0,3	0,4	0,0	0,0	0,0	0,2	0,0	0,0	0,0	1,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2	0,0	0,0	0,0	5,5	0,0	9,2	6,8	3,6	
Limonène	21,5	21,2	14,8	17,7	17,1	4,0	0,3	0,0	23,5	0,6	6,3	0,0	0,0	0,0	21,4	0,0	0,0	2,7	0,0	0,0	6,3	0,0	0,0	0,0	
1,8-Cinéole	17,9	18,0	24,6	29,1	23,1	23,2	22,0	21,2	5,9	26,6	8,7	43,8	32,3	27,9	11,4	28,6	19,6	23,2	30,5	10,3	15,2	22,1	16,0	12,9	
E - β-ocimène	0,0	0,1	0,0	0,0	0,4	0,3	0,0	0,4	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,1	2,4	0,0	0,0	2,8	0,0	
γ-Terpinène	0,6	0,6	0,0	0,0	0,3	0,4	0,0	0,6	0,5	0,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,5	0,1	0,2	0,0	2,7	0,0	2,3	0,5	
β-Linalool	10,4	10,6	8,3	5,5	10,1	10,1	18,4	11,3	11,3	16,0	6,4	12,7	8,4	8,6	14,5	17,6	12,6	6,5	7,0	5,6	1,8	11,9	14,5	12,1	
Borneol	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,5	0,0	0,0	0,0	0,1	
Terpinéol	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	7,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	
α-Terpinéol	3,2	3,1	0,0	0,0	3,3	5,5	2,2	7,6	7,5	8,4	7,9	5,9	5,2	7,9	5,2	0,0	6,1	4,6	5,4	8,3	12,2	3,9	11,1	4,4	
Myrtenal	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	6,2	
Acétate de linalool	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	5,9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	5,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	
Acétate de linalyle	4,8	4,6	3,4	2,5	2,4	0,0	3,6	6,2	7,6	7,7	1,7	4,5	2,4	2,8	6,3	0,0	5,9	2,2	1,8	7,5	9,9	2,8	7,6	7,7	
Acétate de myrtenyle	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,3	8,3	0,0	0,0	0,6	1,2	1,1	1,1	0,1	
Acétate d'α-terpenyle	1,3	1,3	1,0	0,0	0,6	0,3	0,6	4,4	4,4	3,5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	2,2	3,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	6,2	
Acétate de terpenyle	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	4,5	
Eugénol	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,3	0,0	0,0	0,0	11,5	0,0	0,0	0,0	0,0	
Acétate de geranyle	0,0	0,0	0,0	0,0	0,8	4,1	0,9	4,9	5,1	3,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	6,3	0,0	1,9	2,4	2,0	2,9	0,0	0,0	0,2	
Méthyle eugénol	1,6	1,6	0,0	0,0	0,0	1,5	0,0	1,5	0,1	1,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,3	0,0	0,0	2,9	0,9	1,9	0,1	2,6	
Trans-Caryophyllène	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,1	0,2	0,0	0,0	0,8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,3	0,1	0,2	2,8	0,4	1,2	0,8	2,1	
Oxyde de caryophyllène	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,7	0,1	1,6	1,4	1,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	1,4	0,8	0,9	1,1	1,0	1,5	0,8	2,2	
Classes chimiques																									
Monoterpènes hydrocarbonés	52,0	51,9	46,6	55,8	56,1	39,7	45,7	32,0	50,1	22,8	58,5	22,3	38,8	28,9	47,7	18,3	28,4	46,1	35,3	28,5	35,4	44,4	31,4	19,2	
Monoterpènes oxygénés	39,3	39,2	37,3	37,1	40,3	51,0	47,9	57,3	42,4	67,7	24,7	66,9	48,3	47,2	37,4	68,7	57,7	38,8	47,4	56,7	45,4	43,7	52,1	58,0	
Sesquiterpènes hydrocarbonés	0,2	0,2	0,0	0,0	0,0	1,8	0,7	1,3	1,0	1,4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	2,5	0,2	0,4	3,3	1,8	2,3	1,7	4,0	
Sesquiterpènes oxygénés	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,7	0,1	1,6	1,4	1,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5	1,4	0,8	0,9	1,1	1,0	1,5	0,8	2,2	
Autres	0,8	0,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,8	0,0	0,0	0,0	0,0	2,3	0,0	2,4	1,5	

Certaines huiles sont riches en acétate de myrtenyle, comme celles originaires des populations d'Espagne (32,9 - 35,9 %) (Boelens et Jimenez, 1991), du Portugal (7,4-37,6%) (Pereira et al., 2009), du Maroc (61,1%) (Fadil et al., 2017) et de Grèce (23,7-39%) (Gardeli et al., 2008), alors qu'il est absent dans d'autres huiles.

Enfin, certaines HEs présentent des compositions chimiques singulières, dominées par exemple par l'acétate de linalyle (31,4%), le limonène (21,8%) et sans 1,8-cinéole ni d'acétate de myrtenyle (Grèce) (Koukos et al., 2001). Ou encore une huile du Maroc caractérisée par 33,6% de méthyle eugénol (Fadil et al., 2017).

Les études concernant la composition chimique des huiles essentielles du myrte d'Algérie sont nombreuses. L' α -pinène et le 1,8-cinéole sont quasiment toujours majoritaires (Tableau VI).

Tableau VI : Compositions des HEs des populations de *M. communis* en Algérie

Composés	Bouzabata et al. (2010)			Brada et al. (2012) Miliana	Berka zougali et al. (2012) Bannem	Bouzabata (2015)				Foudil-Cherif et al. (2013) Gouraya	Ben Ghnaya et al. (2013) Algerie Est	Hennia et al. (2015)		Benchikh et al. (2016) Jijel	Touaibia (2016) Aïn Delfa	Barhouchi et al. (2016) Annaba	Bekhechi et al. (2019) Tlemcen
	Khannguet Aoun	Zitouna	Seraïdi			Skikda	Bouira	Hamam Righa	Mouzaia			Tenès 1	Tenès 2				
Isobutyl isobutyrate	2,4	2,9	1,9	0,0	0,3	0,5	0,1	0,6	1,6	0,3	0,0	0,5	1,2	0,0	3,0	0,2	0,0
α-pinène	49,1	47,7	57,3	46,9	44,6	47,9	41,9	34,2	33,6	39,3	45,4	37,3	24,7	54,1	13,7	55,0	31,3
ρ -cymène	0,6	1,0	0,6	0,6	0,3	1,2	1,3	0,4	0,8	0,0	0,5	0,6	0,6	0,7	0,0	0,0	0,9
Limonène	6,7	8,2	5,5	0,0	3,7	4,2	6,2	4,6	23,6	0,1	8,4	17,7	15,4	2,0	0,0	33,4	11,1
1,8-cinéole	25,0	24,4	18,7	25,2	25,5	23,5	27,8	13,0	7,2	33,3	35,7	17,6	17,3	26,5	12,7		36,8
Linalool	2,6	2,5	2,9	5,6	0,0	2,9	1,5	14,8	10,0	6,5	0,0	10,7	24,6	2,4	7,0	1,4	3,6
β -linalool	0,0	0,0	0,0	0,0	2,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	1,9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
Terpinène-4-ol	0,3	0,3	0,3	0,0	1,3	0,3	0,2	0,2	0,2	0,3	0,4	0,3	0,2	0,0	0,2	0,0	0,3
α-terpinéol	3,1	3,2	3,4	1,3	2,2	2,7	2,7	3,8	2,0	3,4	0,0	3,9	3,5	2,3	1,8	0,0	3,6
Myrtenol	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	3,5	0,0	0,0
Géranol	0,5	0,5	0,2	0,0	0,4	0,0	0,0	0,0	0,0	1,2	0,0	0,6	1,3	0,6	0,0	0,3	0,5
Acétate de linalyle	0,0	0,0	0,0	4,2	0,4	1,4	1,6	9,1	5,9	0,0	0,0	0,7	1,3	0,4	2,5	0,4	0,0
Acétate de myrtenyle	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0	38,7	0,0	0,0
Acétate d' α -terpenyle	0,0	0,0	0,0	1,1	0,7	0,7	1,6	1,1	0,5	0,0	0,0	0,6	0,2	0,4	0,0	0,0	0,0
Acétate de géranyle	2,4	2,9	1,9	4,2	2,2	3,3	3,3	2,9	2,7	3,0	0,0	2,0	1,9	2,3	0,4	2,0	2,9
Acétate de néryl	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,3	0,0	2,0	0,2	0,0
Méthyle eugénol	1,3	1,1	1,3	0,5	2,2	1,0	1,1	1,8	1,9	0,0	0,0	1,3	1,8	1,4	0,0	0,6	2,2
β -caryophyllène-Z	0,6	0,5	0,6	0,0	0,0	0,5	0,9	0,6	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
Classes chimiques																	
Monoterpènes hydro.	56,4	56,9	63,4	47,5	48,6	53,3	49,4	39,2	58,0	39,4	54,2	55,6	40,7	56,8	13,7	68,4	43,3
Monoterpènes oxy.	35,2	34,9	28,7	42,1	37,0	35,8	39,8	46,7	30,4	47,7	38,1	37,8	52,4	36,3	66,8	25,0	51,9
Sesquiterpènes hydro.	0,6	0,5	0,6	0,0	0,0	0,5	0,9	0,6	0,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0

3.3.3 Classification et chémotypes des huiles essentielles de *M. communis*

La grande variabilité chimique des huiles essentielles de *M. communis* a encouragé certains auteurs à proposer des classifications. Ainsi, Bradesi et *al.*, (1997) proposèrent de les classer en deux groupes, selon la présence d'acétate de myrtenyle (A.M.) à des teneurs non négligeables ou son absence (Tableau VII). Ce composant chimique est, selon eux, un critère important de différenciation.

Tableau VII : Classification des HEs de *M. communis* selon Bradesi et *al.* (1997)

Sous-groupes	Groupe A (Présence d'A.M.)		Groupe B (Absence d'A.M.)		
	A1	A2	B1	B2	B3
Acétate de myrtenyle	± 36 %	9 - 25 %	0,0 %	0,0 %	0,0 %
α -pinène (α -pin)	± 8 %	18 - 25 %	α -pinène \approx 1,8-cinéole	α -pinène > 2 x 1,8-cin	α -pin ; 1,8-cin linalool ; limonène
1.8-cinéole (1.8-cin)	Non indiqué	Non indiqué			
Origine des huiles	Espagne	Maroc, France Albanie Yougoslavie Portugal	Liban Iran	Sardaigne Tunisie	Grèce Californie Russie

Chalchat et *al.* (1998) proposent une classification selon la teneur en α -pinène supérieure à 50 % ou inférieure à 35 %.

La pharmacopée française (2013) quant à elle distingue trois types d'huiles essentielles de myrte selon leurs compositions chimiques (Tableau VIII).

Tableau VIII : Classification de la Pharmacopée française (2013) des HEs de *M. communis*

Composants chimiques	Type Maroc		Type Balkans		Type Tunisie	
	% Min	% Max	% Min	% Max	% Min	% Max
α -pinène	20,0	28,0	8,0	25,0	47,0	57,0
Limonène	8,0	15,0	8,0	15,0	6,0	11,0
1,8-cinéole	23,0	36,0	18,0	29,0	15,0	25,0
Linalool	1,5	5,0	7,0	19,0	2,0	4,0
α -terpinéol	2,0	5,0	1,0	4,0	1,0	3,0
Myrténol	0,3	-	0,3	-	-	0,5
Ac. de myrtenyle	13,0	25,0	13,0	21,0	-	0,5
Ac. de géranyle	1,5	3,0	1,0	4,0	1,5	3,0
Méthyleugénol	-	1,5	-	1,5	-	1,0

Les huiles essentielles de *M. communis* peuvent donc avoir de nombreux chémotypes très différents. Voici les 12 chémotypes qu'Anwar et al. (2017) ont répertoriés dans la littérature disponible :

- α -pinène / 1,8-cinéole qui est le plus fréquemment retrouvé ;
- α -pinène / limonène / 1,8-cinéole ;
- α -pinène / β -ocimène ;
- 1,8-cinéole / limonène ;
- 1,8-cinéole / acétate de géranyle ;
- 1,8-cinéole / linalool ;
- acétate de myrtenyle / 1,8-cinéole ;
- acétate de myrtenyle / 1,8-cinéole / linalool ;
- linalool / 1,8-cinéole ;
- acétate de linalyle ;
- α -terpinéol / 1,8-cinéole ;
- limonène / acétate de géranyle / α -pinène.

3.4 Activités biologiques des huiles essentielles de *M. communis*

Les activités biologiques d'une HE dépendent directement de sa composition chimique. Cependant, ces activités ne sont pas uniquement dues aux composés majoritaires mais à la synergie de l'ensemble des molécules chimiques. Certaines études ont montré que l'activité antibactérienne d'une huile essentielle est souvent supérieure à celle de ses composés testés séparément (Lahlou, 2004).

3.4.1 Activité antimicrobiennes : Travaux antérieurs

De nombreuses études ont été publiées ces vingt dernières années concernant l'activité antibactérienne de l'HE de myrte, les plus récentes sont celles de Hennia et al. (2015) ; Belmimoun et al. (2016) ; Barhouchi et al. (2016) ; Fadil et al. (2017) ; Erdogan Eliuz et al., (2017) ; Salimi Beni et al. (2017) et Zenebe Hagos et al. (2017b).

Les HEs de *Myrtus communis* sont actives contre de nombreuses bactéries Gram⁻ et Gram⁺.

Sept échantillons d'HEs de myrte récoltés dans différentes régions d'Italie ont été efficaces contre trois souches bactériennes : *Bacillus subtilis* 6 633, *Staphylococcus aureus* 25923 et *Staphylococcus aureus* 29 213. Ces échantillons avaient des teneurs en 1,8-cinéole et en acétate de myrtenyle variables selon la région de récolte (De Laurentis et al., 2005).

Plusieurs HEs de Corse riches en α -pinène (+ de 50%) et en 1,8-cinéole (\approx 30%) ont provoqué une inhibition moyenne de *Staphylococcus aureus* et d'*Escherichia coli* (Rossi et al., 2007).

Une HE de myrte de Sardaigne riche en α -terpinène (51,8%) et en 1,8-cinéole (35,6%) a inhibé la croissance de sept souches cliniques d'*Helicobacter pylori* (Deriu et al., 2007). Une autre HE de myrte de Sardaigne caractérisée par 16% d'1,8-cinéole, 12% de linalool, 11% d' α -pinène et 7% d' α -terpinéol, a présenté une bonne inhibition contre *Mycobacterium tuberculosis* mais pas contre *Mycobacterium avium subsp. paratuberculose* (Zanetti et al., 2010). Akin et al. (2010) ont testé une HE de myrte de Chypre (50,1% d'1,8-cinéole ; 12,6% de linalool et 7,6% d' α -terpinéol) et l'on trouvée active contre *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus durans*, *Bacillus subtilis*, *Escherichia coli* et *Listeria monocytogenes*, et inactive contre *Pseudomonas aeruginosa*. Des HEs de myrte du Maroc ont fait l'objet d'une étude contre neuf bactéries et les bactéries les plus sensibles étaient les bactéries Gram⁺ *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus faecium*, *Listeria monocytogenes* et *Bacillus subtilis*. Deux souches d'*E. coli* se sont montrés insensibles à ces HEs (Cherrat et al., 2013).

D'autres HEs de myrte du Maroc ont été testées par Fadil et al. (2017) contre quatre souches bactériennes, deux à Gram⁺ : *Bacillus subtilis* et *Staphylococcus aureus* et deux à Gram⁻ : *Salmonella typhimurium* et *E. coli*. Après avoir regroupé les huiles en cinq chémotypes, le chémotype 1,8-cinéole / acétate de myrtenyle / α -pinène était le plus actif sur l'ensemble des souches et le chémotypes acétate de myrtenyle était le moins actif.

Une HE de myrte de Tunisie a été efficace contre les bactéries à Gram⁺ *Listeria monocytogenes*, *Bacillus cereus* et *Staphylococcus aureus*. Les auteurs ont attribué cette activité à la forte teneur en monoterpènes, parmi lesquels le 1,8-cinéole (Ben Hsouna et al., 2014).

Gündüz et al. (2009) ont relevé une activité antibactérienne contre *Salmonella Typhimurium* lorsque les légumes sont lavés avec une eau contenant une concentration de 500-1000 ppm d'huiles essentielles de myrte, contenant 18,3% d'1,8-cinéole, 16,3% de linalool et 14,5% d'acétate de myrtenyle. Les auteurs suggérèrent que l'HE de myrte pourrait être une alternative biologique au chlore et autres désinfectants synthétiques, pour le lavage des fruits et des légumes.

Une HE de myrte de Turquie, caractérisée par le 1,8 cinéole (29,68%), le linalool (15,03%) et l' α -pinène (12,41%), a montré une inhibition significative de la croissance de *Staphylococcus aureus* et de *Bacillus subtilis*, une inhibition moyenne de *Klebsiella pneumoniae*, *Salmonella typhimurium* et *Enterococcus faecalis*, et nulle de *Escherichia coli* (Erdogan Eliuz et al., 2017). Une activité antibactérienne modérée a été rapportée pour une HE d'Iran riche en

α -pinène (29,4%), en limonène (21,2%), en 1.8-cinéole (18%) et en linalool (10,6%), contre *Pseudomonas aeruginosa* (Owlia et al., 2009 ; 2010).

Une HE de feuilles de myrte récoltées avant la floraison en Iran, a été testée sur une large gamme de bactéries pathogènes (Gram + et -), de levures et de champignons. L'activité antibactérienne était plus forte contre les bactéries à Gram⁺, elle a toutefois inhibé la croissance de toutes les bactéries Gram⁻ sauf *Salmonella enterica* (Zomorodian et al., 2013).

Pirbalouti et al. (2014) ont aussi testé des HEs d'Iran contre quatre souches bactériennes d'origine clinique : *Klebsiella pneumoniae*, *Streptococcus faecalis*, *E. coli* et *Erysipelothrix rhusiopathiae*. Les meilleurs résultats d'inhibition ont été observés sur *E. coli* avec une huile riche en α -pinène (26,3%), en limonène (21,4%), en linalool (14,5%) et en 1.8-cinéole (11,4%) ; et sur *Klebsiella pneumoniae* avec une huile riche en α -pinène (52,2%), en 1.8-cinéole (8,7%), en α -terpinéol (7,9%), en linalool (6,4 %) et en limonène (6,3%).

Salimi Beni et al. (2017) ont testé des HEs de myrte d'Iran avec des compositions chimiques variées. Ils rapportent une activité forte contre *Pseudomonas aeruginosa*, et modérée contre *E. coli* et *Bacillus subtilis*.

Une HE de myrte d'Ethiopie contenant 33,8% d'1.8-cinéole, 29,2% de linalool, 9% de linalyl anthranilate et 7,2% d' α -terpinéol a présenté une activité modérée contre *E. coli* et faible contre *S. aureus* et *Salmonella* (Zenebe Hagos et al., 2017b).

Concernant les huiles essentielles de myrte commun d'Algérie, Djenane et al. (2011) ont constaté que *Staphylococcus aureus* était plus sensible qu'*E. coli* à une HE de la région de Tizi Ouzou dont la composition chimique était atypique (47% d'1.8-cinéole, 25,2% de cis-géraniol, 5,2% d' α -terpinéol et d'acétate de linalyle).

Une huile essentielle de myrte de la forêt de Baïnem (Alger), avec 44,6% d' α -pinène, 25,5% d'1.8-cinéole et 3,7% de limonène, a été testée sur huit bactéries dont trois à Gram⁺. La souche *Bacillus subtilis* était la plus sensible (Berka-Zougali et al., 2012). Une HE de myrte de la région de Kala a été testée sur 5 souches et les diamètres d'inhibition les plus importants ont été observés pour *E. coli* et *Salmonella sp.* (Ben Ghnaya et al., 2013).

Hennia et al. (2015) ont testé une HE de myrte riche en limonène (23,4%), linalool (15,4%), geranyl acétate (10,9%), α -pinène (10,7%), et linalyl acétate (8,2%) contre plusieurs bactéries. Elle s'est avérée moyennement active contre *Staphylococcus aureus* ATCC 25 923 et *Klebsiella pneumoniae* ATCC 35 657. La souche clinique de *Proteus mirabilis* était plus sensible que la souche référencée *Proteus mirabilis* ATCC 43 862. *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27 853 était la plus résistante avec une inhibition nulle.

Une HE de la région de Honaïn (Tlemcen) a montré une faible activité contre six bactéries dont *S. aureus* et *E. coli* (Belmimoun et al., 2016).

Une HE de la région d'Annaba, contenant 55% d' α -pinène et 33,4% d'1,8-cinéole et de limonène, testée sur vingt souches bactériennes à Gram⁻ a montrer la meilleure activité contre une souche clinique d'*E. coli* et sa souche référencée. *Klebsiella Pneumoniae*, *Serratia marcescens*, *Proteus mirabilis*, *Enterobacter cloacae* ont été moins sensibles (Barhouchi et al., 2016).

De manière générale, les différentes études ont mis en évidence que les bactéries à Gram⁺ sont plus sensibles aux huiles essentielles de myrte que celles à Gram⁻ (Cherrat et al. 2013 ; Zomorodian et al. 2013 et Ben Hsouna et al. 2014), ces dernières possèdent une membrane externe avec des chaînes de polysaccharides hydrophiles agissant comme une barrière contre les huiles essentielles hydrophobes (Tassou et al. 1995 et Mann et al. 2000). D'autre part, l' α -pinène et le 1,8-cinéole, principaux composés de l'huile de *Myrtus communis*, ont été signalés comme contribuant à l'effet antimicrobien (Cox et al., 2001). Plusieurs travaux affirment que les terpènes oxygénés en général, tels que le 1,8-cinéole, le linalool et l' α -terpinéol, présentent de puissantes activités antibactériennes (Randrianarivelo et al., 2009 ; Ebrahimabadi et al. 2016).

3.4.2 Activité antioxydante des huiles essentielles de *M. communis*

Plusieurs auteurs ont étudié l'activité antioxydante des huiles essentielles de *Myrtus communis*. Deux huiles essentielles de myrte de Tunisie ont été testées avec la méthode du piégeage du radical libre DPPH, une IC₅₀ de 600 μ g/ml a été mesurée pour l'HE de feuille et de 550 μ g/ml pour l'HE de fleurs (Wannes et al., 2010). Ces résultats confirment ceux de Yadegarinia et al. (2006) pour l'huile essentielle de myrte d'Iran. Une IC₅₀ de 768 \pm 83 μ g/ml a été observée pour une HE de myrte d'Algérie (Baïnem) (Berka Zougali et al., 2012).

Une IC₅₀ de 122,8 μ g/ml a été reportée pour une HE de *Myrtus communis* égyptienne (Le Caire) et dont la composition chimique est l' α -pinène (27%), le 1.8-cinéol (20,4%), le linalool (9,5%), l'acétate de myrtenyle (8,9%) et le limonène (7,2%) (Romeilah et al., 2016).

Zenebe Hagos et al. (2017b) ont rapporté qu'une concentration de 200 μ g/ml d'une huile de myrte d'Ethiopie, dominée par le 1.8-cinéole (33,8%), le linalool (29,22%), le linalyl anthranilate (9,05%) et l' α -terpineol (7,16%), a inhibé 88,33% du DPPH.

Divers facteurs pouvant influencer l'activité antioxydante des HES de myrte ont été étudiés, comme la variation de la salinité du sol (concentrations de NaCl) et la période de récolte (du printemps à automne). L'activité antioxydante la plus élevée a été observée pour les plantes

récoltées en été ($IC_{50} = 249.41 \mu\text{g/ml}$) puis au printemps ($IC_{50} = 375.23 \mu\text{g/ml}$) et en état de stress élevé (forte salinité) (Shoshtari et al., 2017).

L'activité antioxydante des extraits alcooliques et aqueux de *M. communis* a fait l'objet de plusieurs études et elle est supérieure à celle des huiles essentielles (Amensour et al., 2009 et 2010 ; Amira et al., 2012 ; Berka-Zougali et al. 2012 ; Touaibia et Chaouch, 2013 ; Iazzuren et al., 2014 ; Bouaziz et al., 2015 ; Messaoud et al., 2012 ; Babou et al., 2016 ; Pereira et al., 2016 et 2017).

Les extraits alcooliques et aqueux de *M. communis* d'Algérie et de Tunisie ont tous éliminé de manière significative le radical DPPH (Bouaziz et al., 2015 et Hayder et al., 2004). Le pouvoir antioxydant des extraits aqueux de myrte de Honaïn (Tlemcen) a été comparé à celui de l'huile essentielle et les extraits aqueux ont présenté un pouvoir antioxydant vingt fois supérieur à celui de l'HE (Belmimoun et al., 2016). L'activité antioxydante de l'huile serait limitée à cause de sa richesse en monoterpènes (α et β -pinène, 1,8-cinéole, linalool...), qui sont des composés connus pour avoir un faible pouvoir antioxydant, contrairement aux dérivés du phénol tels que le thymol et le carvacrol (Ruberto et Baratta, 2000 ; Jukic et Milos, 2005 et Bouaziz et al., 2015).

4. *Myrtus nivellei* : utilisations et propriétés

Peu de recherches ont été publiées concernant l'espèce *Myrtus nivellei* qui pousse dans les montagnes du Sahara centrale à partir de 1600 mètres d'altitude.

4.1 Alimentation

Les feuilles sont utilisées comme condiment par les touaregs, pour parfumer le thé ou consommées en infusion comme une tisane (Maiza, 2008 et Mansour et al., 2017).

4.2 Usages en médecine traditionnelle

M. nivellei est une espèce connue localement pour ces propriétés thérapeutiques et est utilisée en médecine populaire par les habitants de ces zones Sahariennes et les touaregs. Les feuilles sont préparées en décoction à boire, pour le traitement des problèmes hépatiques, des troubles gastro-intestinaux, de la diarrhée, la fièvre, le diabète, les infections respiratoires, les rhumatismes, les allergies et les infections fongiques, tandis que les infusions de feuilles sont utilisées contre la blennorrhée (Hammiche et Maiza, 2006 ; Maiza, 2008 ; Ramdane et al., 2015 ; Rached et al., 2017).

4.3 Huiles essentielles

4.3.1 Rendement

L'huile essentielle des parties aériennes de *M. nivellei* est généralement de couleur jaune claire ou jaune verdâtre, avec une odeur parfumée rappelant celle des feuilles (Bouzabata et al., 2013c et Touaibia et al., 2014c).

Les rendements en huile essentielle varient selon le site et la période d'échantillonnage. Des échantillons récoltés dans la région du Tassili n'Ajjer ont donné un rendement de 1,4 à 2% d'huile (Bouzabata et al., 2013c), Touaibia et al. (2014c) ont quant à eux relevé une moyenne plus basse de $0,29 \pm 0,55\%$. Des rendements variant entre 0,5 et 0,9% ont été rapportés pour des échantillons du Hoggar (Bouzabata et al., 2013c).

4.3.2 Composition chimique des HEs de *M. nivellei*

Les analyses de la composition chimique de l'HE de *Myrtus nivellei* provenant des massifs du Tassili et du Hoggar réalisées par Bouzabata et al. (2013c) et Touaibia et al. (2017) ont montré beaucoup de différences dans le profil chimique (Tableau IX).

Les dix HEs que Bouzabata et al. (2013c) ont étudiés étaient dominés par le 1,8-cinéole avec des taux allant de 33,6 à 50,4%. Le limonène était le deuxième composant le plus important avec des taux compris entre 17,5 et 25%. Les auteurs ont aussi noté la présence d'acétate d' α -terpinyle (3,6 - 7,8%), d'acétate de géranyle (3,2 - 5,3%), d' α -terpinéol (3,5 - 5,5%) et d' α -pinène (2,9 - 6,3%).

Touaibia et al. (2017) ont analysé une HE du Tassili qui était dominée par un sesquiterpène hydrocarboné, le δ -élémente (15,69%). L' α -terpinéol (13,01%), le 1,8-cinéole (12,06%), le citral (11,66%), l'azulène (6,18%) et le 1,2-benzenediol (5,36%) sont les autres composants majoritaires de cette huile.

Tableau IX : Compositions des huiles essentielles de *M. nivellei*.

Composés	Auteurs										
	Bouzabata et al., 2013c										Touaibia et al., 2017
	Tamanrasset					Tassili					
α -thujène	0,0	0,0	0,1	0,1	0,1	0,2	0,0	0,2	0,0	0,1	0,0
α-pinène	6,3	3,6	5,8	5,0	5,2	2,9	3,2	2,9	3,1	3,3	1,3
β -pinène	tr	0,1	0,2	0,1	0,1	0,3	0,2	0,3	0,1	0,3	0,0
Myrcène	0,8	0,3	0,1	0,1	0,3	0,1	0,2	0,1	0,2	0,1	0,0
α -phellandrène	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,0
δ -3-carène	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,3
α -terpinène	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,0
p-cymène	1,0	0,9	0,9	0,9	0,9	0,7	0,6	0,7	0,6	0,6	0,0
1,8-cinéole	39,8	33,6	40,7	43,3	37,7	50,4	37,5	47,6	36,6	47,3	12,1
limonène	20,6	18,8	21,9	18,6	19,7	17,5	25,0	17,5	24,0	18,5	-
(E)- β ocimène	0,1	tr	0,1	0,1	0,0	0,1	0,2	0,1	0,1	0,1	-
γ -terpinène	0,2	0,1	0,2	0,2	0,2	0,0	0,6	0,5	0,6	0,5	-
Terpinolène	0,1	0,1	0,2	0,2	0,1	0,5	0,2	0,2	0,2	0,2	-
Linalool	0,8	0,9	1,0	0,9	0,6	0,7	1,7	0,7	1,7	0,9	0,5
terpinène-4-ol	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,6	0,5	0,6	0,5	0,6	0,2
α-terpinéol	4,9	5,5	4,7	4,9	4,7	3,6	5,0	3,5	5,2	4,6	6,5
Géranol	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1	0,2	0,1	0,1	-
Acétate de linalyle	1,5	2,1	1,5	1,6	1,6	1,7	4,2	1,7	4,2	2,1	-
Acétate d'α-terpényle	3,6	4,7	3,8	4,1	3,8	7,3	3,8	7,8	3,6	6,3	-
Acétate de néryl	0,2	0,2	0,2	0,2	0,0	0,2	0,2	0,4	0,2	0,2	-
Acétate de géranyle	3,3	4,1	3,5	3,7	3,2	5,0	5,1	5,3	5,1	5,0	-
(E)- β caryophyllène	0,4	0,6	0,5	0,4	0,5	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	-
α -humulène	0,8	1,3	1,0	0,8	1,1	0,3	0,4	0,4	0,5	0,4	-
Composé A	6,2	9,8	4,8	5,4	7,1	2,4	4,3	2,8	4,5	3,1	-
Composé B	1,5	2,1	1,0	1,3	1,5	0,4	0,9	0,4	0,9	0,6	-
1,6-octadien-3-ol, 3,7-dimethyl	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2,4
ρ -menthenol	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	12,9
δ -élémente	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	15,7
β -citral	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	7,8
α -citral	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3,9
Benzodimethoxy-4-propenyl	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,9
Acétate de 1-tetradecyl	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1,3
Cycloundecatriene	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1,7
1,4-benzenediamine	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2,4
1,2-benzenediol,3,5-dimethylethyl	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5,4
Azulène	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	6,2
α -patcoule	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2,9
Bulnesol	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3,0
α -Farnesène	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2,5
1,6-dodecatriène-3-ol	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0,9
Quinoline	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	5,6
Total identifié	92,8	89,4	92,9	92,6	89,0	95,5	94,5	94,5	92,6	95,5	97,9

Mansour et al. (2017) ont analysé la composition chimique des extraits aqueux obtenus par décoction et infusion des feuilles de *M. nivellei*. Quatorze composés ont été identifiés et la quercétine 3-O-β-D-(6''-galloyl) glucopyranoside, l'isomyricitrine et la myricitrine étaient majoritaires.

4.3.3 Activité antibactérienne des huiles essentielles de *M. nivellei*

Quelques études ont portées sur les propriétés biologiques des extraits aqueux et alcooliques de *M. nivellei* et de leurs composés (Bouzabata et al., 2013c ; Touaibia et al., 2015 ; Ramdane et al., 2017 ; Mansour et al., 2017 ; Rached et al., 2017), mais seulement une étude concerne l'activité antibactérienne des huiles essentielles.

Touaibia et al. (2017) ont testé une huile du Tassili sur 16 souches bactériennes et ont obtenu une bonne efficacité contre *S. aureus*, *E. coli* et *Enterococcus faecalis* (≈ 20 mm) et un effet moyen contre *Bacillus cereus*, *Proteus mirabilis* et *Klebsiella pneumoniae* (≈ 12-13 mm).

4.3.4 Activité antioxydante des HEs de *M. nivellei*

L'activité antioxydante de l'huile essentielle de *M. nivellei* n'a pas fait l'objet d'évaluation contrairement à celle des extraits aqueux. Rached et al. (2010) ont évalué l'activité antioxydante des extraits actifs des feuilles de *M. nivellei* par deux méthodes : DPPH et Blanchiment à l'acide β-carotène-linoléique, ils ont remarqué une valeur d'IC₅₀ de 4,90 µg/ml.

Touaibia et Chaouch (2014a) ont évalué l'activité antioxydante de différents extraits (aqueux, éthanoïque et méthanoïque) de feuilles de *M. nevellei*. L'extrait éthanoïque s'est révélé être le plus efficace pour piéger les radicaux libres DPPH (IC₅₀ = 0,59 µg/ml. Cependant, l'extrait aqueux réduit plus efficacement l'ion ferrique (64,86%) que l'extrait éthanoïque (35,14%). La même équipe de chercheurs a comparé l'activité antioxydante des extraits de calcs de *M. nivellei* à celle des extraits de feuilles. Les auteurs ont déduit que les extraits de feuilles (*in situ*), avec une IC₅₀ de 0,98 mg/ml, avaient une meilleur capacité à piéger les radicaux libres DPPH que les extraits de calcs (IC₅₀ = 1,44 mg/ml) grâce à leur richesse en phénols totaux et en flavonoïdes (Touaibia et Chaouch, 2017).

Mansour et al. (2017) ont étudié l'activité antioxydante de la décoction et de l'infusion de feuille de *M. nivellei*, et de leurs composés isolés. Les auteurs ont attribué l'activité antioxydante du thé de *M. nivellei* à ses flavonoïdes, ses glycosides et ses dérivés polygalloyliques puisque l'activité des composés isolés était meilleure que celle de l'infusion et de la décoction.

Rached et al., (2017) ont aussi étudié l'effet de l'extrait aqueux brut, des fractions d'acétate d'éthyle et de butanol de feuilles de *M. nivellei*. L'activité antioxydante des extraits a été évaluée selon trois méthodes : le pouvoir réducteur du DPPH, l'inhibition du blanchiment du

β -carotène et par substance réactive à l'acide thiobarbiturique. Concernant le test du DPPH, la fraction d'acétate d'éthyle présentait une meilleure activité ($IC_{50} = 3,27 \mu\text{g/ml}$) que les extraits aqueux bruts ($7,1 \mu\text{g/ml}$) et que la fraction butanol ($4,6 \mu\text{g/ml}$). Tous les échantillons avaient de meilleures activités que la référence utilisée, le Trolox, sauf avec la technique d'inhibition du blanchiment du β -carotène. Les auteurs ont également évalué l'activité anti-inflammatoire chez la souris et les propriétés cytotoxiques de l'extrait et de la fraction de myrte saharien contre diverses lignées cellulaires tumorales (cancer du sein MCF-7, cancer du poumon NCI-H460, cancer du col de l'utérus HeLa et lignées HepG2 du cancer du foie).

PARTIE II :
MATÉRIEL ET
MÉTHODES

1 Matériel végétal

Deux espèces ont été choisies pour l'étude phytochimique et les essais d'activités biologiques : *Myrtus communis* et *Myrtus nivellei*. La détermination des espèces a été facilitée par l'utilisation des flores de Quézel et Santa (1962) et de Quézel (1965).

1.1 *Myrtus communis* L.

Cette espèce est connue sous différents noms vernaculaires selon les pays (Goetz et Ghedira, 2012) :

Arabe : Rayhen ou 'As ;

Français : Myrte commun ou herbe de Lagui ;

Anglais : Common myrtle, Myrtle, Greek myrtle, Sweet myrtle ;

Espagnol : Arrayàn, Mirto, Murta ou Murt ;

Italien : Mirtella, Mirto, Mortella ou Mortin.

1.1.1 Description botanique

Le myrte est un arbuste sempervirent, broussailleux et dressé, généralement de 1 à 3 m de hauteur, mais qui peut atteindre la taille d'un petit arbre dans des conditions favorables de sol profond et d'humidité constante, pouvant dépasser les 300 ans de longévité.

Les rameaux sont quadrangulaires et légèrement pubescent les deux premières années, ils présentent une écorce lisse de couleur rouge-marron qui peut se détacher en lambeaux (Figure 8a).

Les feuilles sont opposées, entières, ovales, à extrémités aiguës-pointues, un peu convexes, et munies d'un pétiole très court. Elles mesurent de 20 à 24 mm de longueur sur 4 à 11 mm de largeur. Elles ont une consistance ferme, lisses, coriaces et d'un vert foncé brillant. Elles renferment de nombreuses petites glandes à huile essentielle qui laissent échapper une odeur agréable au froissement.

La floraison débute généralement en mai/juin et s'étale jusqu'en août. Les fleurs sont odorantes, solitaires, mesurant jusqu'à 3 cm de diamètre, isolées à l'aisselle des feuilles et portées par de longs pédoncules. Les pétales sont blanc (parfois tachés de rose). Les étamines longues et nombreuses jaillissent de leur centre (Figure 8c). Sous les sépales, se trouvent souvent des pièces surnuméraires brunes, qui forment un calicule. Le pistil est constitué de deux ou trois carpelles soudés, et l'ovaire est surmonté d'un très long style. La pollinisation est entomogame (González-Varo et al., 2009).

Le fruit (Figure 8b) est une baie ovale (7-10 × 6-8 mm), au sommet d'un pédoncule ténu, couronnée par le calice, et de couleur bleu-noir, quelquefois blanche. Les graines sont nombreuses (de 4 à 9), réniformes, luisantes, couleur ivoire, et de saveur résineuse. La dispersion est endozoochore (Herrera, 1984 ; Traveset et *al.*, 2001, 2008).

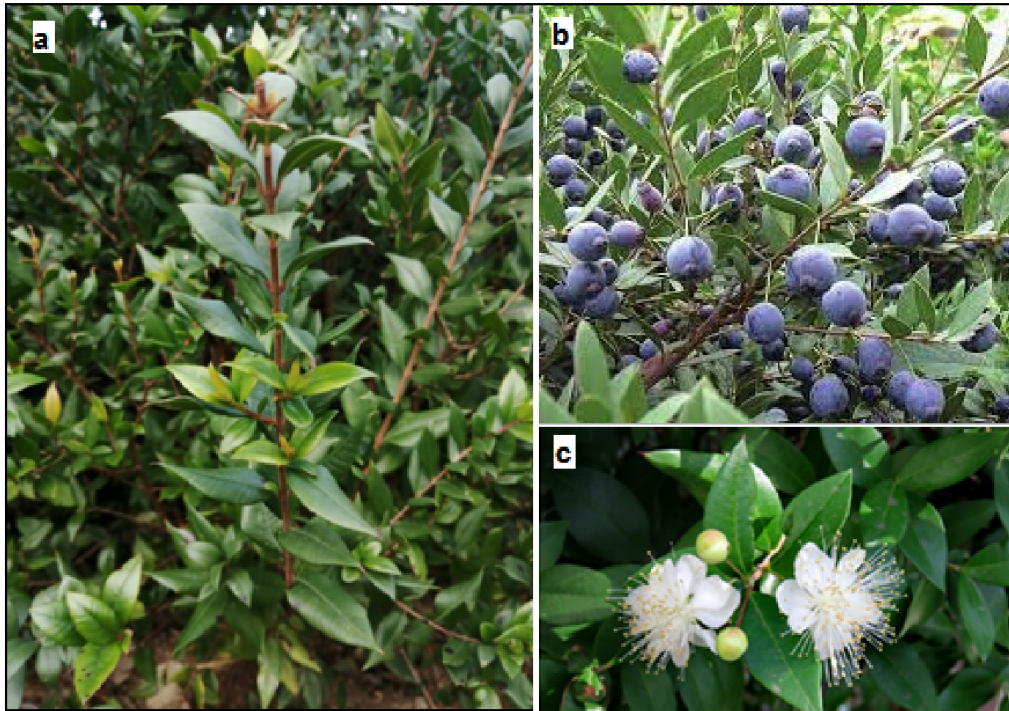


Figure 8 : *M. communis* : rameaux (a), fruits (b) et fleurs (c) (Mohamadi, 2020)

Myrtus communis se développe en plein soleil ou à l'ombre, sur des sols humides, bien drainés et de pH neutre à alcalin. Il résiste bien à la sécheresse et tolère une température minimale allant jusqu'à - 5°C.

L'espèce présente cinq variétés, *Myrtus communis lusitanica*, *Myrtus communis tarentina* Lin., *Myrtus communis mucronata* Lin., *Myrtus communis italica* et *Myrtus communis boetica*. Ces variétés de myrtes présentent de légères différences morphologiques qui relèvent plus du polymorphisme foliaire que de sa phylogénie (Migliore, 2011).

1.2 *Myrtus nivellei* Batt. Et Trab.

Cette espèce est connue sous différents noms (Mansour et *al.*, 2017 et Rached et *al.*, 2017) :

Français : Myrte de Nivelles ou Myrte du Sahara ;

Arabe : Rayhan Essahara El Wousta ;

Touareg : Tafeldest ou Tafeltast ;

Anglais : Saharan Myrtle ou Maharani Myrtle Tea.

1.2.1 Description botanique

Morphologiquement très proche du myrte commun, le myrte de nivelle est un arbuste sempervirent, broussailleux, généralement de 50 à 120 cm de hauteur et à écorce rugueuse.

Les feuilles sont linéaires et épaisses, possédant une seule nervure, lancéolées, de 2 à 3 cm de long sur 3 à 5 mm de large, opposées, à pétiole très court ou absent et dégageant une odeur agréable lorsqu'on les froisse (Figure 9a et 9b).

La floraison s'étale d'avril/mai jusqu'en août. Les fleurs et les fruits sont très proches de ceux du myrte commun. Les fleurs sont odorantes, à 5 pétales blancs qui entourent un bouquet d'étamines (Figure 9c). Le calice est formé de 5 sépales courts, triangulaires, disposés en étoile.

Le fruit est une petite baie noire violacée, luisante, de la taille d'un petit pois (Figure 9b), contenant de petites graines jaunâtres, réniformes.

M. nivellei pousse en populations dispersées, le long des oueds rocheux et sablonneux ou près des rares points d'eau, seulement à partir de 1400 mètre d'altitude. Deux sous-espèces ont été décrites : *M. nivellei* subsp. *nivellei* en Algérie et *M. nivellei* subsp. *tibesticus* au Tchad (Hammiche et Maiza, 2006).



Figure 9 : *M. nivellei* : arbuste (a), rameaux feuillés avec fruit (b) et fleurs (c) (Migliore, 2011)

1.3 Position systématique du genre *Myrtus*

Les deux espèces de myrte appartiennent au même genre, leur position systématique détaillée est présentée dans le tableau X.

Tableau X : Position systématique des deux espèces de *Myrtus*

Classification de Cronquist (1981)		Classification APG IV (2016)	
Règne	Plantae	Clade	Angiospermes
Sous-règne	Tracheobionta	Clade	Dicotylédones vraies
Division	<i>Magnoliophyta</i>	Clade	Rosidées
Classe	Magnoliopsida	Clade	Malvidées
Sous-classe	Rosidae		
Ordre	Myrtales		
Famille	<i>Myrtaceae</i> Juss. ex Bercht. & J. Presl		
Genre	<i>Myrtus</i>		
Espèces	<i>Myrtus communis</i> L.		<i>M. nivellei</i> Batt. et Trab.

1.4 Échantillonnage

Les zones d'échantillonnage ont été choisies en fonction de leur éloignement les unes des autres (pas moins de 20 kilomètres) afin de potentiellement récolter des populations génétiquement différentes. Chaque échantillon est un mélange des parties aériennes (surtout les feuilles) de plusieurs arbustes choisis aléatoirement dans la population (zone d'environ 100 mètres carrés).

Les échantillons ont été séchés à l'abri du soleil à température ambiante (entre 15 et 20 °C), dans un endroit sec et aéré. Des spécimens témoins sont conservés au laboratoire de valorisation des ressources biologiques naturelles (VRBN) de l'Université de Sétif-1, laboratoire dans lequel la partie pratique et les expérimentations ont été menées.

1.4.1 *M. communis*

En Algérie, cette espèce pousse exclusivement sur le littoral, en dessous de 600 mètres d'altitude, elle est facilement reconnaissable à ses fleurs blanches en été et à ses fruits bleuâtres en hiver.

Dix-neuf échantillons ont été récoltés durant le mois de juin 2016 (stade de la floraison) (Figure 10, tableau XI).

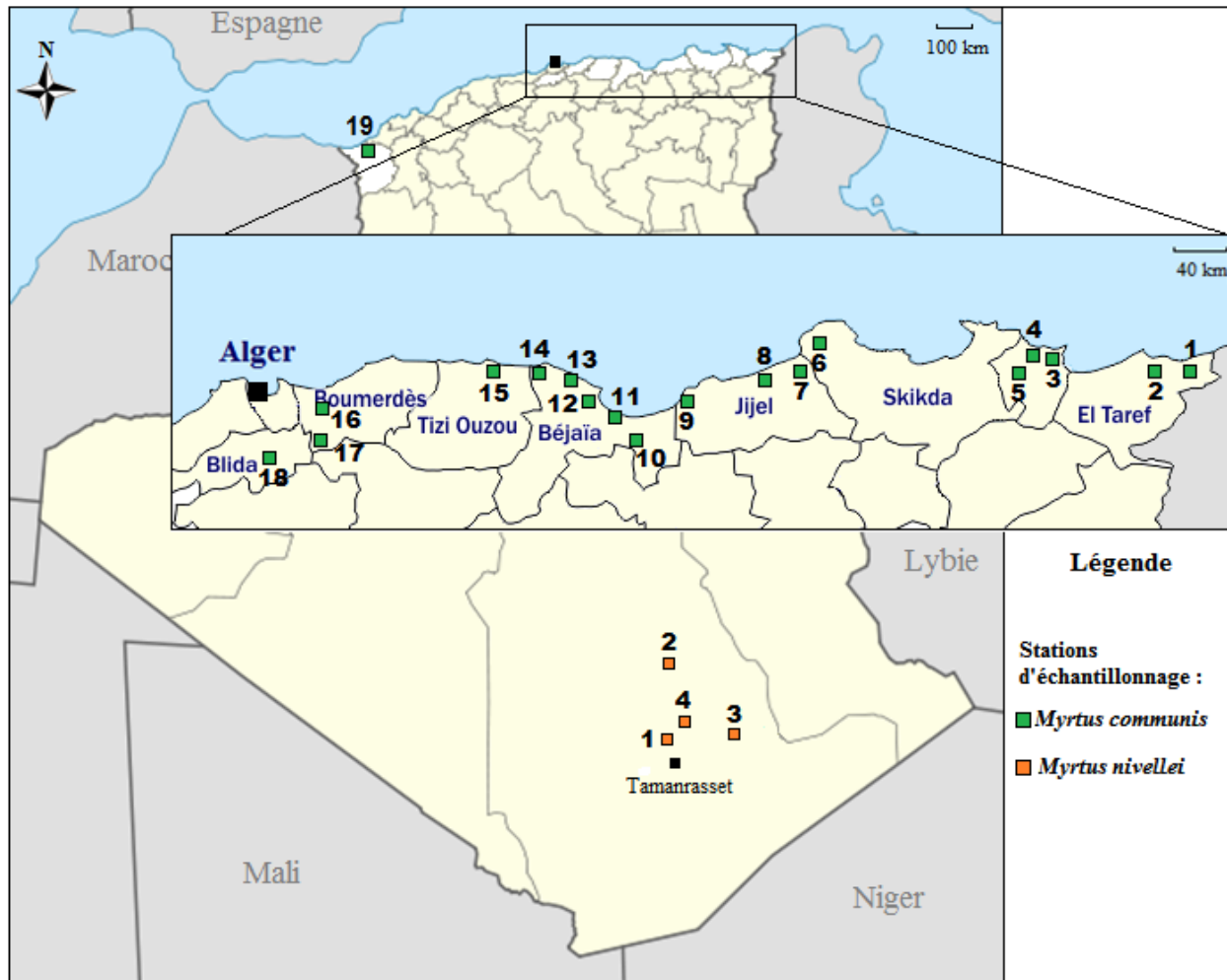


Figure 10 : Localisation géographique des stations échantillonnées

Tableau XI : Noms et coordonnées géographiques des stations échantillonnées de *M. communis*

Wilayas	Populations		Coordonnées géographiques		Altitude (m)
			Latitude Nord	Longitude Est	
El-Taref	1	El-Kala	36°51'54.74"	8°26'38.16"	54
	2	Berrihane	36°50'32.46"	8°08'37.45"	9
Annaba	3	Annaba (hauteurs)	36°55'43.18"	7°42'54.75"	500
	4	Séraïdi	36°54'56.17"	7°37'14.93"	650
	5	Oued El-Aneb	36°54'35.38"	7°33'16.46"	95
Skikda	6	Laouinet	36°58'55.38"	6°18'20.06"	693
Jijel	7	Elkhemis	36°48'04.66"	6°17'10.62"	44
	8	Timdiouan	36°50'40.58"	6°01'41.65"	35
	9	Taza	36°41'54.58"	5°31'53.29"	42
Bejaïa	10	Darguina	36°34'45.07"	5°20'30.72"	100
	11	Azemour	36°38'39.53"	5°12'49.73"	22
	12	Ibourassen	36°42'43.77"	5°00'09.91"	27
	13	Boulimat	36°48'36.07"	4°59'18.79"	60

Tableau XI : Noms et coordonnées géographiques des stations échantillonnées de *M. communis* (suite)

Wilayas	Populations		Coordonnées géographiques		Altitude (m)
			Latitude Nord	Longitude Est	
Bejaïa	14	Béni Ksila	36°53'09.78"	4°38'58.35"	30
Tizi-Ouzou	15	Isoumatène	36°52'43.37"	4°20'40.60"	123
Boumerdes	16	Zemmouri	36°45'43.20"	3°34'42.41"	233
	17	Talaougouni	36°35'27.26"	3°29'31.38"	400
Blida	18	Hamam Melouan	36°29'18.32"	3°03'02.90"	169
Tlemcen	19	Honaïn	35°08'10.27"	1°40'34.34"	647

1.4.2 Stations d'échantillonnage du *M. nivellei*

M. nivellei ou myrte du Sahara est un arbuste endémique des montagnes du Sahara centrale, dans les massifs du Hoggar, du Tassili N'Ajjer, du Tefedest et du Tassili N'Immidir en Algérie et dans le massif du Tibesti au Tchad.

Quatre populations de plusieurs individus de *Myrtus nivellei* ont été échantillonnées de manière aléatoire, dans la région de Tamanrasset, durant le mois de mars 2017 (Figure 10, Tableau XII), séchés et conservés dans les mêmes conditions que les échantillons de *M. communis*.

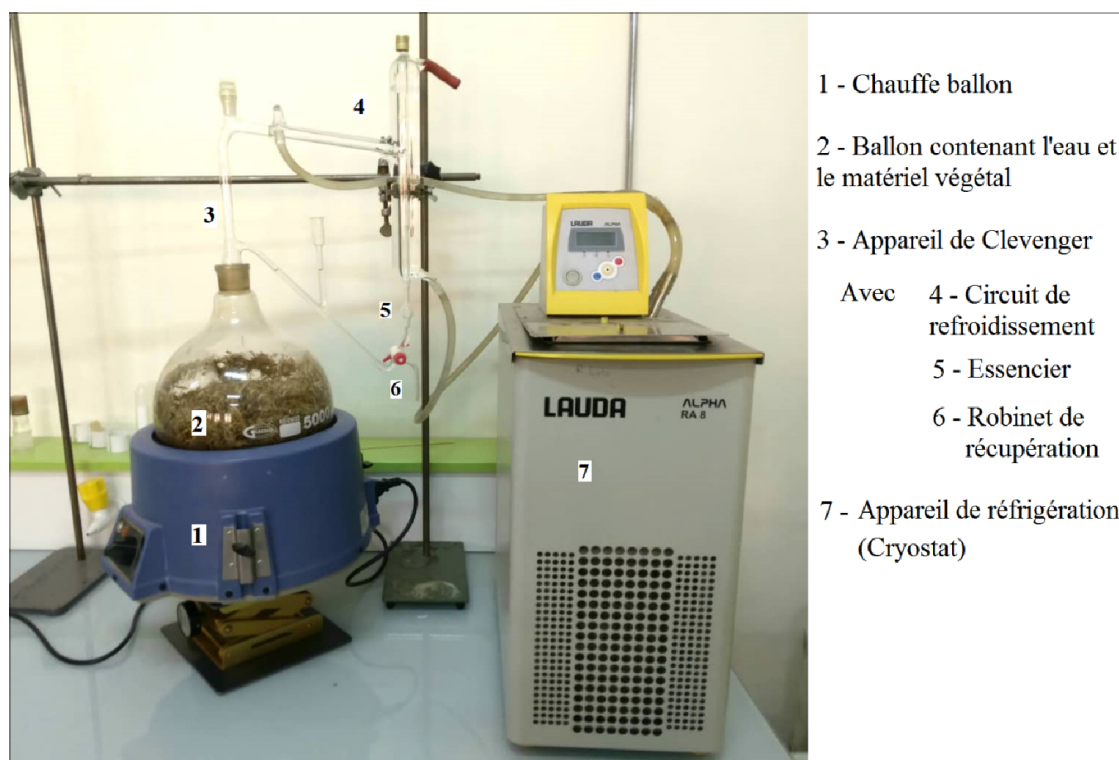
Tableau XII : Noms et coordonnées géographiques des stations échantillonnées de *M. nivellei*

Wilaya	Populations		Coordonnées géographiques		Altitude (m)
			Latitude N.	Longitude E.	
Tamanrasset	1	15 km au sud de Terhenanet (Hoggar)	23°04'13.27"	5°25'53.42"	1585
	2	25 km au nord de Mertoutek (Tefedest)	24°24'10.67"	5°28'49.67"	1436
	3	15 km au nord de Tahifet (Hoggar)	23°07'51.47"	5°59'18.55"	1575
	4	Ilaman (Hoggar)	23°14'30.01"	5°28'24.93"	2005

2 Méthodes

2.1 Extraction des huiles essentielles et rendement

300 g de matériel végétal séché ont été immergés dans 4 litres d'eau distillée pour une hydro-distillation pendant 3 heures (Figure 11). L'huile obtenue est déshydratée par l'ajout de sulfate de sodium anhydre puis stockée dans des flacons hermétiques en verre, au réfrigérateur à 4°C à l'abri de la lumière.



- 1 - Chauffe ballon
 2 - Ballon contenant l'eau et le matériel végétal
 3 - Appareil de Clevenger
 Avec 4 - Circuit de refroidissement
 5 - Essencier
 6 - Robinet de récupération
 7 - Appareil de réfrigération (Cryostat)

Figure 11 : Montage avec Clevenger pour l'hydro-distillation (Mohamadi, 2020)

Le rendement correspond à l'huile essentielle extraite d'une masse connue de matériel végétal. Il s'exprime en pourcentage et est calculé par la formule suivante :

$$R = (mHE / mMV) \times 100$$

- Avec - R : rendement en huile essentielle (%)
 - mHE : masse d'huile essentielle obtenue (g)
 - mMV : masse de matériel végétal distillée (g)

2.2 Analyse de la composition chimique des huiles

L'analyse chimique des huiles essentielles a été réalisée au laboratoire de chimie, SIGMA Clermont (Institut de chimie, Université de Clermont Auvergne, France) et au laboratoire LEXVA Analytique de Beaumont (France).

Les huiles essentielles ont été analysées à l'aide d'un chromatographe en phase gazeuse Hewlett-Packard (CG/FID 7890) couplé à un spectromètre de masse Hewlett-Packard (5975C).

Conditions opératoires du chromatographe en phase gazeuse :

- Colonne apolaire : DB-5ms : 40 m x 0,18 mm x 0,18 μ m
- Gaz vecteur : hélium (1,0 ml / min) injecté en mode diviseur 1: 30
- Programmation de la température : 50°C pendant 5 min, puis augmentation de 5°C/min jusqu'à atteindre 300°C

- Température de l'injecteur et du détecteur : 280°C avec diviseur 1/100

Conditions opératoires du spectromètre de masse (SM) :

- Energie d'ionisation : 70 eV
- Multiplicateur d'électrons : 2500 V
- Température de la source d'ions : 180°C
- Balayage dans la plage m/z : 33-450

L'identification des composés chimiques détectés a été possible par la comparaison des spectres de masse de chaque composés avec les informations répertoriés dans la banque de spectres de masse du NIST (NIST 2002 ; U.S. National Institute of Standards and Technology) ainsi que par la comparaison des indices de rétention avec ceux de composés authentiques de référence ou des valeurs décrites par Adams (2007).

2.3 Activités biologiques

2.3.1 Activité antibactérienne

L'activité antibactérienne des huiles essentielles de *M. communis* et *M. nivellei* a été évaluée par la méthode des disques de diffusion sur milieu gélosé, en boîte de Pétri (aromatogramme), sur dix souches bactériennes provenant des Instituts Pasteur d'Alger et de M'sila et du laboratoire de microbiologie du (CHU) de Sétif. Six bactéries à Gram négatif :

- Escherichia coli* (ATCC 25 922) ;
- Klebsiella pneumoniae* (ATCC 700 603) ;
- Proteus mirabilis* (ATCC 35 659) ;
- Serratia marcescens* (souche clinique) ;
- Serratia liquefacens* (souche clinique) ;
- Salmonella enterica* (souche clinique) ;

et quatre bactéries à Gram positif :

- Staphylococcus aureus* (ATCC 25 293) ;
- Staphylococcus aureus* résistante à la méticilline **SARM** (ATCC 43 300)
- Enterococcus faecalis* (ATCC 49 452) ;
- Bacillus cereus* (ATCC 10 876).

2.3.1.1 Préparation du milieu de culture

Environ 4 mm d'épaisseur de gélose Mueller-Hinton préalablement stérilisée en autoclave ont été coulés dans des boîtes de Pétri stériles de 90 mm de diamètre. Cette gélose qui

contient les éléments nutritifs indispensables à la croissance bactérienne est un milieu de référence en microbiologie.

2.3.1.2 Préparation de l'inoculum

Afin d'ensemencer uniformément le milieu de culture avec des colonies jeunes et pures, un petit échantillon de la bactérie à tester est transféré par repiquage sur une gélose stérile la veille de la manipulation.

Après 18 à 24 heures d'incubation dans une étuve à 37°C, on prélève quelques colonies que l'on transfère dans un tube contenant une solution d'eau physiologique stérile à 0,9 % d'NaCl jusqu'à obtenir la même opacité que l'étalon de Mac Farland 0,5. La densité optique de l'inoculum est vérifiée par spectrophotomètre et doit être comprise entre 0,08 et 0,1 à une longueur d'onde de 625 nm.

2.3.1.3 Ensemencement

A proximité immédiate de la flamme d'un bec bunsen, on trempe un écouvillon dans la suspension bactérienne puis on étale régulièrement les bactéries sur l'intégralité de la surface de la gélose avec des passages de l'écouvillon en stries serrées. L'opération est répétée deux fois en tournant la boîte de Pétri de 60° à chaque fois pour ensemencer uniformément la surface de la gélose.

2.3.1.4 Dépôt des disques

Toujours près d'un bec bunsen, de petits disques stériles (en papier buvard de 6 mm de diamètre) sont déposés sur la surface de la gélose ensemencée et sont imbibés de 10 µl d'huile essentielle pure ou diluée avec du DMSO (les dilutions testées sont : pure, 1/2 et 1/3). Chaque test est effectué en triplicata.

Le DMSO a été utilisé comme contrôle négatif et les antibiotiques Gentamicine (30 µg), Imipénème (10 µg), Céfotaxime (30 µg) et Colistine (10 µg) ont été utilisés comme contrôle positif. Les boîtes sont ensuite placées en incubation dans une étuve à 37°C pendant 20 à 24 heures en aérobie.

2.3.1.5 Lecture des résultats

Après incubation, la lecture des boîtes de Pétri permet d'observer le développement des bactéries. On mesure le diamètre des zones d'inhibition pour évaluer l'action des huiles essentielles et de leurs dilutions sur l'activité antibactérienne. Les valeurs présentées en résultats correspondent aux moyennes des trois tests.

La sensibilité d'une bactérie à l'huile essentielle pure ou diluée a été classée selon le diamètre des zones d'inhibition comme suit :

- non sensible (-) pour les diamètres inférieurs à 8 mm ;
- sensible (+) pour les diamètres allant de 9 à 14 mm ;
- très sensible (++) pour les diamètres allant de 15 à 19 mm ;
- extrêmement sensible (+++) pour les diamètres supérieurs à 20 mm (Ponce et *al.* 2003).

2.3.2 Activité anti-radicalaire

L'évaluation de l'activité anti-radicalaire des huiles essentielles des deux myrtes a été réalisée par la méthode du captage du radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl), selon le protocole décrit par Archana et *al.* (2005) et Dung Nguyen et *al.* (2008). C'est un test colorimétrique permettant de mesurer la capacité antioxydante d'un produit en cédant un électron au DPPH. Cette réduction se traduit par un changement de couleur de la solution méthanolique du violet au jaune.

2.3.2.1 Mode opératoire

Préparation des solutions par dilution en série (figure 12) :

- 1) On verse 400 µl de diluant (méthanol) dans des tubes à essai, selon le nombre de dilutions que l'on souhaite obtenir.
- 2) On ajoute dans le premier tube 400 µl d'huile essentielle, cette première dilution est de concentration 1/2 et sera la solution la plus concentrée.
- 3) Après agitation au vortex, 400 µl de la première dilution sont transférées dans le deuxième tube (contenant déjà 400 µl de méthanol) afin d'obtenir une dilution de concentration 1/4. Cette opération est répétée plusieurs fois pour obtenir des solutions méthanoliques de concentration 1/8, 1/16, 1/32 et 1/64. Les tubes sont fermés hermétiquement afin de ne pas laisser s'évaporer l'huile essentielle.
- 4) La solution de méthanol colorée au DPPH est préparée en parallèle : 4 mg de DPPH (en poudre) sont dilués dans 100 ml de méthanol (à l'abri de la lumière). 2,9 ml de cette solution de DPPH sont versés dans des tubes à essai.
- 5) On leur ajoute 100 µl de la dilution d'huile essentielle à tester.
- 6) Après agitation, les tubes sont placés à l'obscurité à température ambiante pendant 30 minutes. Le test est effectué en triplicata.
- 7) La densité optique est ensuite mesurée pour chaque tube avec un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 517 nm.

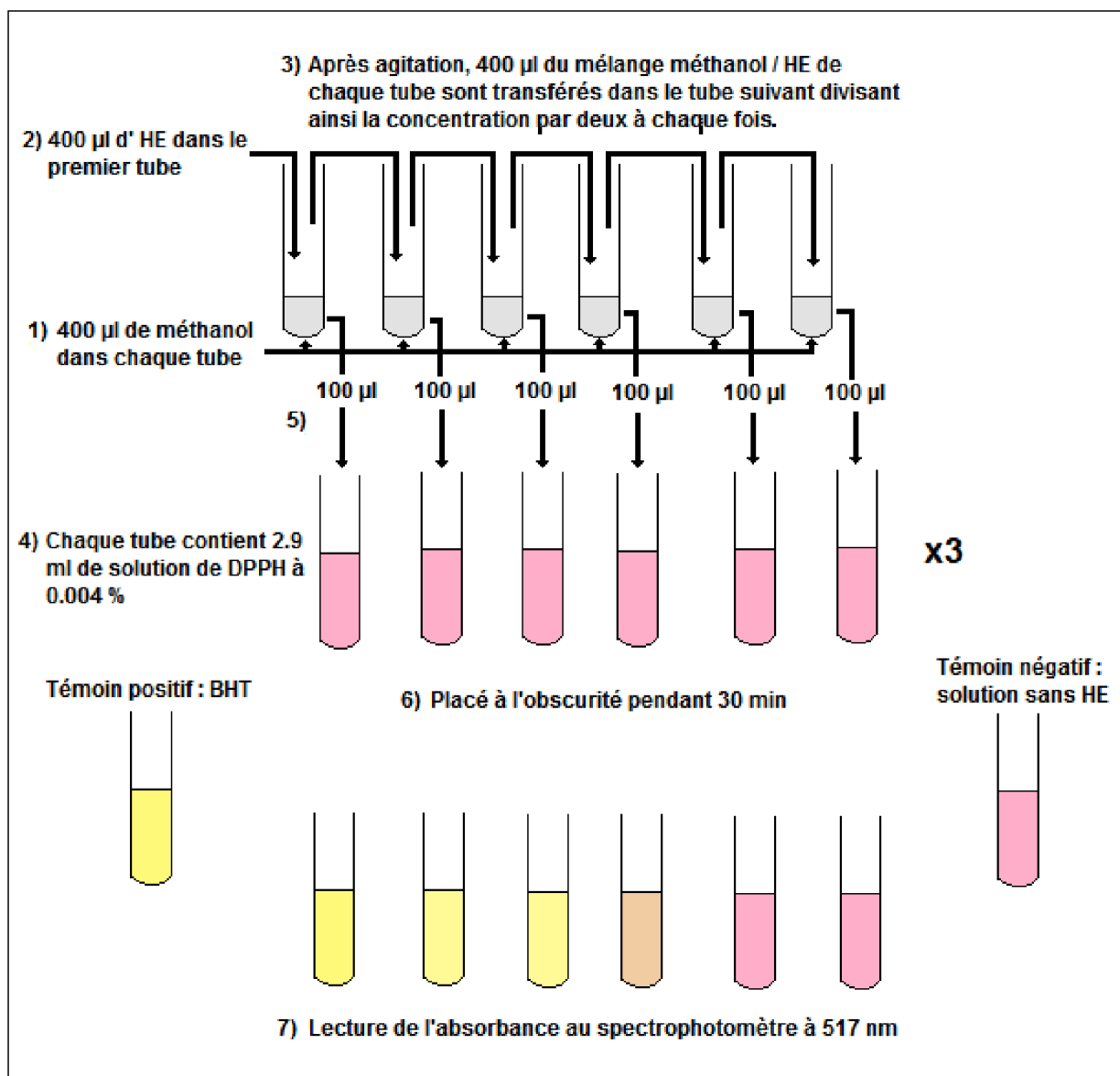


Figure 12 : Protocole expérimental pour l'évaluation de l'activité anti-radicalaire

Le contrôle négatif contient seulement la solution de DPPH (sans ajout d'antioxydant) et le contrôle positif contient du BHT (Hydroxytoluène Butylé, antioxydant de synthèse) qui est ajouté à la solution méthanolique dans les mêmes conditions opératoires.

L'activité anti-radicalaire (ou antioxydante) est estimée en pourcentage d'inhibition du DPPH, selon la formule suivante :

$$\% \text{ d'inhibition} = \frac{\text{Abs}_{\text{contrôle négatif}} - \text{Abs}_{\text{échantillon d'HE}}}{\text{Abs}_{\text{contrôle négatif}}} \times 100$$

Abs : absorbance

2.3.2.2 Calcul de la CI_{50}

Pour calculer la CI_{50} , on construit les courbes du pourcentage d'inhibition en fonction de la concentration d'huile essentielle à l'aide du logiciel « Excel ».

La CI_{50} correspond à la concentration d'huile essentielle nécessaire pour agir avec 50% du DPPH présent dans le milieu. On peut le calculer à l'aide de la fonction logarithmique de tendance « $y = a \ln(x) + b$ » ; pour « $y = 50$ », on a : « $x = e^{((50 - b)/a)}$ » ; ou par lecture directe sur la courbe lorsque celle-ci est éloignée de la courbe logarithmique.

La CI_{50} est une valeur largement utilisée par les chercheurs pour estimer l'activité antioxydante d'un produit et s'exprime en mg/ml (plus la valeur de CI_{50} est basse et plus l'activité antioxydante d'un composé est grande).

2.4 Analyses statistiques

Afin de mieux comprendre et d'analyser les nombreuses données que représentent les résultats, les outils statistiques sont indispensables.

Les analyses ont été effectuées avec les logiciels « Statistica v10 » et « CoStat ».

2.4.1 Analyse en composantes principales

La composition chimique des huiles essentielles a d'abord été soumise à une analyse en composantes principales (ACP), outil statistique (exploratoire multidimensionnel) utilisé lorsque les variables sont nombreuses. En effet, les huiles essentielles des différentes populations de myrte sont chacune caractérisées par un grand nombre de composés chimiques à des taux variables. L'ACP nous fournit des projections qui résument et décrivent ces données (Karam, 2004).

Les objectifs sont de mettre en évidence :

- la variabilité des taux de chaque composant chimique ;
- les ressemblances et les différences entre population afin de déterminer le ou les chémotypes ;
- les corrélations potentielles, par la construction de matrices de corrélations présentant les coefficients de corrélation des variables prises deux à deux. Les cercles de corrélation aident aussi à identifier les variables très corrélées.

2.4.2 Technique statistique UPGMA (Unweighted Pair Group Method with Arithmetic means)

Cet outil statistique permet une classification hiérarchique des données en une structure arborescente ressemblant aux arbres phylogénétiques, appelé couramment dendrogramme (Karam, 2004).

L'objectif est d'identifier les ressemblances entre les huiles des différentes populations ainsi que d'éventuels groupes ayant des compositions chimiques proches. Cela permettra d'identifier les chémotypes existants en Algérie.

2.4.3 Analyse de variance (ANOVA)

Cette technique statistique a été utilisée pour analyser les résultats de l'activité antibactérienne. Elle permet d'étudier la dépendance d'une variable dite dépendante (exemple : l'inhibition de la croissance bactérienne) à deux variables dites indépendantes appelées facteurs (la dilution de l'HE et la souche bactérienne). On s'intéresse à l'effet de l'interaction de ces deux facteurs et à leurs effets isolés sur la variable dépendante étudiée.

L'ANOVA permet de tester une hypothèse bien précise afin de l'accepter ou de la rejeter (avec un risque d'erreur assumé s'il est inférieur à la *p-value* généralement très faible).

2.4.4 Test (ou fonction) de désirabilité

Cette méthode d'analyse statistique consiste à transformer les résultats obtenus (réponses) en fonction de désirabilité (aussi appelée : optimum multicritère). La désirabilité varie de 0 à 1 et représente le degré de satisfaction de l'expérimentateur en fonction des réponses obtenues après avoir déterminé une valeur cible à atteindre ou un intervalle de réponses intéressantes pour lui, ici le maximum d'inhibition bactérienne ou d'activité antioxydante. Un indice de satisfaction est calculé, il est proche de « 1 » lorsque l'objectif est atteint et proche de zéro si la réponse se situe à l'extérieur de l'intervalle de satisfaction.

Toutes les analyses ont été effectuées au niveau de signification de 5% ($P < 0,05$).

PARTIE III :

RÉSULTATS ET

DISCUSSION

1 Rendement en huile essentielle

1.1 *Myrtus communis*

Les parties aériennes de dix-neuf populations de *Myrtus communis*, récoltées pendant la période de floraison en juin 2016, ont été soumises à une hydro-distillation. L'extraction a permis d'obtenir des huiles essentielles de couleur jaune pâle très parfumées.

Le rendement en HE a varié de 0,1 à 2,52%. Les rendements les plus élevés sont ceux des populations d'Ibourassen (2,52%) et de Taza (2,04%), et le rendement le plus faible est celui de la population de Boulimat (0,1%) (Tableau XIII).

Tableau XIII : Rendements en huiles essentielles des populations de *M. communis*.

Wilayas	Populations	Rendement (%)	Altitude (m)
El-Taref	El Kala	1,05	54
	Berrihane	0,74	9
Annaba	Annaba (hauteurs)	0,33	500
	Seraïdi	0,33	650
	O. El Aneb	0,88	95
Skikda	Laouinet	0,89	693
Jijel	Elkhemis	0,4	44
	Timdiouan	0,51	35
	Taza	2,04	42
Bejaïa	Darguina	0,3	100
	Azemour	0,66	22
	Ibourassen	2,52	27
	Boulimat	0,1	60
	Beni Ksila	0,23	30
Tizi-Ouzou	Isoumatène	0,17	123
Boumerdes	Zemmouri	0,46	233
	Talaougouni	0,23	400
Blida	H Melouan	0,64	169
Tlemcen	Honaïn	0,42	647
Moyenne		0,68	

Une corrélation négative entre le rendement en huile essentielle de *M. communis* et l'altitude est constatée, le rendement baisse généralement avec l'augmentation de l'altitude (Figure 13).

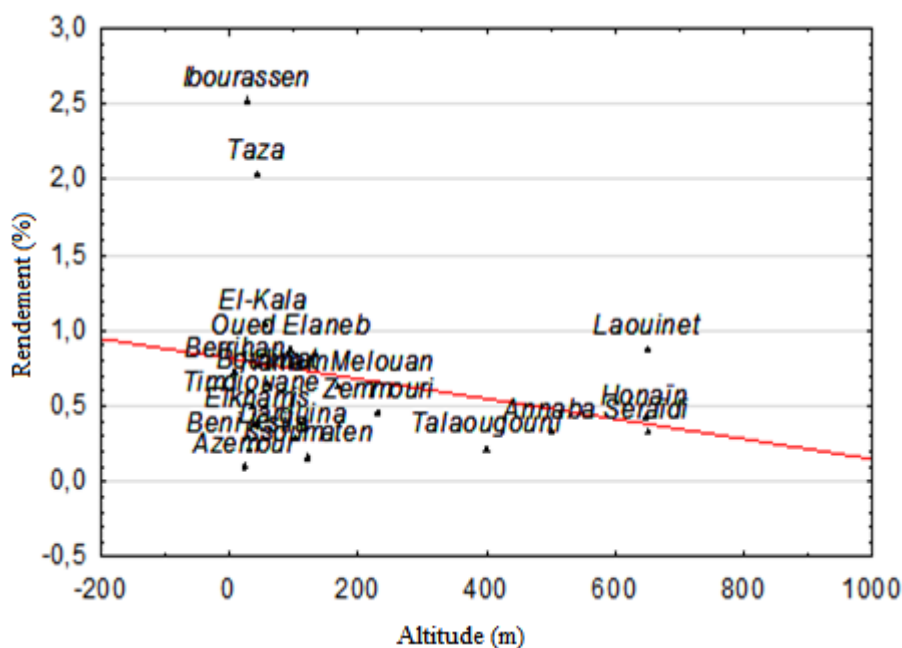


Figure 13 : Rendements en huile essentielle en fonction de l'altitude (M.c.).

Les rendements les plus élevés sont souvent observés chez les populations de basse altitude et les rendements faibles chez les populations de haute altitude. Le rendement moyen en huile essentielle trouvé durant cette étude (0,68%) est en accord avec les moyennes généralement retrouvées dans la littérature.

Belmimoun et *al.* (2016) ont signalé un rendement moyen de 0,52% pour des échantillons de Honain, ce qui est légèrement supérieur au rendement que nous avons obtenu pour une population de la même région (0,42%). Barhouchi et *al.* (2016) ont relevé un rendement moyen de 0,62% pour des populations de la région d'Annaba. Bouzabata et *al.* (2013a, b, 2015) évoquent une variation de rendement dans la région d'Annaba de 0,4 à 1% en fonction du site de récolte. Des échantillons de Baïnem (Alger) ont donné un rendement moyen de 0,51% (Berka-Zougali et *al.*, 2010) et des échantillons de Ténès ont donné des rendements allant de 0,28 à 0,77% (Hennia et *al.*, 2015).

En Tunisie, Aidi Wannas et *al.* (2010) ont relevé un rendement moyen de 0,61% en période de floraison. En Grèce, Gardeli et *al.* (2008) ont trouvé des rendements élevés pendant la période végétative (1,2%) et la période de floraison (1,45%). Un rendement élevé (2,2%) est signalé pour des échantillons de myrte d'Iran (Salimi Beni et *al.*, 2017), un rendement de même importance est observé chez la population d'Iboulassen (2,52%).

1.2 *Myrtus nivellei*

L'hydro-distillation des parties aériennes (tiges et feuilles) de quatre populations de *Myrtus nivellei*, récoltées en mars 2017, a permis d'obtenir des huiles essentielles légèrement jaunâtres dégageant une odeur forte et agréable. Les populations étudiées ont un rendement qui a varié de 0,98 à 1,42%. Le rendement le plus élevé est celui de la population de Terhenanet et le plus bas celui de la population de Tahifet (Tableau XIV).

Tableau XIV : Rendements en huiles essentielles des populations de *M. nivellei*.

Populations	Rendement (%)	Altitude (m)
Terhenanet	1,42	1585
Mertoutek	1,28	1436
Tahifet	0,98	1575
Ilaman	1,17	2005
Moyenne	1,21	

Le rendement en huile essentielle de *M. nivellei* baisse légèrement avec l'augmentation de l'altitude (Figure 14).

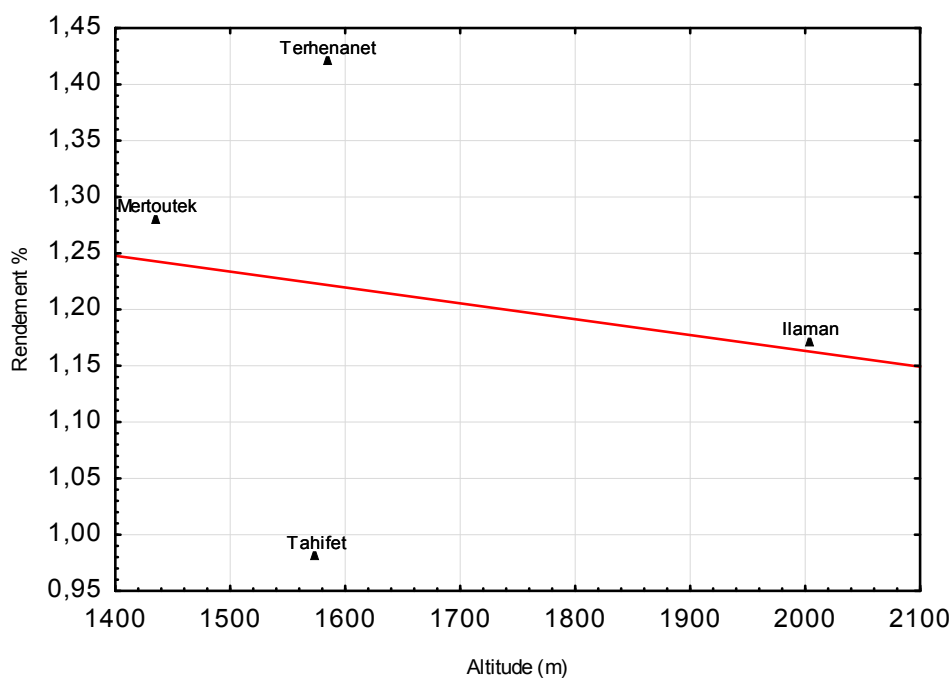


Figure 14 : Rendements en huile essentielle en fonction de l'altitude (M.n.).

Cette espèce est riche en huile essentielle et présente un bon rendement conformément aux valeurs allant de 0,4 à 0,9% rapportées par Bouzabata et *al.* (2013) et supérieures au rendement de 0,29% reporté par Touaibia et *al.* (2014c).

2 Résultats de l'analyse phytochimique des huiles essentielles des deux myrtes

2.1 Compositions chimiques des huiles essentielles du *M. communis*

L'analyse chimique des huiles essentielles des 19 populations de *Myrtus communis* par CG/SM a permis l'identification de 46 composants chimiques représentant en moyenne $99,11 \pm 0,6\%$ de l'huile totale (Tableau XV).

L' α -pinène est le composant le plus abondant dans les huiles essentielles des 19 populations avec une moyenne de $50,1 \pm 10,3\%$. La teneur la plus faible est de 26,9% dans l'huile de la population d'Azemour et la plus élevée est de 64,3% dans l'huile de la population d'Oued El-Aneb.

Le 1,8-cinéole est le deuxième composant chimique le plus abondant, avec une moyenne de $22,27 \pm 4,32\%$. Il présente des valeurs allant de 10,25% (Oued El-Aneb) à 28,79% (Honaïn).

Le linalool est présent dans toutes les huiles avec une moyenne de $3,79 \pm 2,97\%$ et des teneurs allant de 1,03% (Ibourassen) à 12,83% (Azemour). Le limonène présente une variabilité non négligeable avec une moyenne de $5,16 \pm 2,67\%$ et des teneurs allant de 2,24% (Boulimat) à 10,09% (Darguina).

Quatre populations contiennent de l'acétate de myrtenyle à des teneurs significatives, Boulimat (10,66%), Darguina (13,8%), Taza (18,05%) et Azemour (20,94%). Ce composé est quasiment ou totalement absent dans les autres huiles. On remarque que ces populations sont les moins riches en α -pinène.

On note la présence d' α -terpinéol dans toutes les huiles ($2,75 \pm 1,12\%$) sauf dans l'huile de la population de Laouinet. Cette population se caractérise par le taux le plus élevé de méthyl butyl-2-méthyl-butyrate (2,75%).

Tableau XV : Composition chimique des huiles essentielles de *Myrtus communis*

Populations échantillonnées		El Kala	Berrihane	Annaba	Seraïdi	O. El-Aneb	Laouinet	Elkhemis	Tindouan	Taza	Darguina	Azemour	Ibourassen	Boulimat	Béni Ksila	Isoumatène	Zemmouri	Talaougouini	Melouan	Honain	Moyenne	Ecart type
Nombres de composants		32	26	29	31	30	27	31	29	27	28	30	32	30	29	27	32	30	35	31	30	3
Total %		KI																				
Hexenal-2E	852	0,32	0,58	0,25	0,14	0,07	0,13	0,00	0,52	0,20	0,43	0,64	0,53	0,49	0,95	0,28	0,19	0,15	0,39	0,12	0,28	0,26
Isobutyl isobutanoate	914	0,19	0,54	0,15	0,24	0,19	0,20	0,08	0,44	0,26	0,22	0,29	0,15	0,09	0,17	0,13	0,18	0,08	0,13	0,00	0,19	0,12
α -thujène	927	0,25	0,43	0,28	0,38	0,52	0,25	0,35	0,40	0,20	0,18	0,15	0,25	0,25	0,29	0,28	0,31	0,34	0,24	0,47	0,30	0,10
α-pinène	938	56,8	50,8	60,4	61,2	64,3	54,3	58,4	51,6	33,5	35,8	26,9	49,8	42,2	54,1	51,5	55,9	61,8	49,5	39,1	50,1	10,3
Camphène	952	0,05	0,00	0,07	0,06	0,06	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,07	0,00	0,00	0,00	0,00	0,01	0,03
β -pinène	979	0,37	0,37	0,37	0,47	0,38	0,44	0,56	0,39	0,25	0,26	0,28	0,47	0,38	0,48	0,49	0,56	0,56	0,51	0,05	0,40	0,13
Myrcène	988	0,25	0,70	0,08	0,16	0,11	0,10	0,11	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,12	0,08	0,16
α -phellandrène	1006	0,05	0,00	0,17	0,25	0,42	0,12	0,20	0,17	0,00	0,12	0,00	0,07	0,09	0,11	0,15	0,00	0,11	0,12	0,39	0,13	0,12
Δ 3-carène	1009	0,17	0,59	0,27	0,47	0,77	0,20	0,40	0,59	0,24	0,20	0,13	0,24	0,28	0,31	0,40	0,36	0,37	0,24	0,67	0,36	0,18
α -terpinène	1017	0,06	0,25	0,10	0,11	0,16	0,00	0,08	0,17	0,00	0,09	0,00	0,08	0,09	0,10	0,15	0,11	0,12	0,00	0,24	0,10	0,07
Para-cymène	1026	0,41	1,06	0,47	0,88	1,15	0,46	0,91	0,61	0,65	0,49	0,38	0,55	0,55	0,78	0,76	0,77	1,01	0,63	1,13	0,71	0,25
Limonène	1031	5,79	5,92	3,79	5,79	6,05	5,49	4,91	5,05	3,30	10,09	2,62	4,14	2,24	2,64	4,06	2,52	4,01	10,33	11,48	5,16	2,67
1,8-cinéole	1035	20,61	21,39	20,51	17,41	10,25	24,34	19,84	22,38	23,29	19,45	23,65	28,44	22,87	26,32	26,52	20,51	18,60	22,81	28,79	22,27	4,32
β -ocimène-E	1045	0,07	0,00	0,44	0,30	1,04	0,24	0,49	0,00	0,00	0,16	0,13	0,00	0,10	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,26	0,17	0,26
γ -terpinène	1058	0,27	0,71	0,37	0,52	0,82	0,28	0,39	0,84	0,32	0,32	0,22	0,34	0,37	0,40	0,52	0,42	0,45	0,30	0,90	0,45	0,20
Terpinolène	1084	0,33	0,77	0,55	0,65	1,07	0,37	0,56	0,94	0,25	0,45	0,33	0,41	0,48	0,47	0,63	0,52	0,58	0,31	1,11	0,56	0,25
Para-cyménène	1089	0,00	0,00	0,00	0,07	0,06	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,07	0,09	0,10	0,00	0,10	0,00	0,10	0,03	0,04
Linalool	1098	2,49	2,64	2,63	1,61	3,58	3,09	2,61	4,91	9,83	6,72	12,83	1,03	5,22	2,52	1,34	2,64	2,52	2,14	1,50	3,79	2,97
Méthyle butyl-2-met-butyrate	1099	0,20	0,60	0,21	0,00	0,00	2,75	0,29	0,00	0,00	0,00	0,00	0,26	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,23	0,15	0,23	0,61
Trans-pinocarvéol	1145	0,00	0,00	0,13	0,22	0,21	0,22	0,24	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,25	0,27	0,00	0,00	0,14	0,20	0,05	0,10	0,11
Terpinène-4-ol	1185	0,21	0,30	0,24	0,28	0,29	0,26	1,71	0,32	0,29	0,26	0,23	0,27	0,00	0,10	0,35	0,29	0,27	0,26	0,46	0,33	0,34
α-terpinéol	1200	2,59	2,94	3,17	1,97	1,55	0,00	0,50	3,72	2,01	3,61	3,32	3,91	3,37	3,01	3,84	2,54	2,50	2,73	3,37	2,75	1,12
Myrtenol	1202	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,30	0,00	0,54	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,07	0,00	0,10	0,31
Trans-carvéol	1223	0,05	0,00	0,00	0,00	0,17	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,07	0,00	0,01	0,04
Acétate de linalyle	1249	0,67	0,73	0,00	0,38	0,30	0,26	0,00	0,00	0,00	0,00	0,42	0,00	0,66	0,00	0,00	0,00	0,00	0,30	0,53	0,21	0,27
Formate de néryl	1252	0,41	0,37	0,73	0,00	0,82	0,74	1,92	0,82	0,74	0,85	0,71	1,07	0,92	0,62	0,93	0,39	0,43	0,44	3,74	0,88	0,77
Acétate de cis-pinocarvyle	1299	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,25	0,19	0,24	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	2,78	0,17	0,62
Acétate de myrtenyle	1328	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	18,05	13,80	20,94	0,14	10,66	0,00	0,17	0,10	0,15	0,00	0,46	3,48	6,70
Acétate d' α -terpinyle	1350	0,11	0,84	0,00	0,54	1,55	0,80	0,36	0,00	0,15	0,29	0,22	0,00	0,22	0,00	0,00	0,51	0,00	0,56	0,08	0,32	0,39
Eugénol	1356	0,47	0,00	0,00	0,10	0,64	0,33	0,51	0,00	0,00	0,00	0,00	0,14	0,30	0,20	0,00	0,21	0,00	0,25	0,19	0,17	0,20
Acétate de geranyle	1378	2,98	3,28	1,22	2,13	1,42	1,67	1,55	1,66	1,71	1,71	1,98	1,90	2,07	2,13	1,99	2,54	1,88	2,85	0,00	1,95	0,70
β -elemène	1395	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,14	0,18	0,23	0,22	0,23	0,12	0,25	0,12	0,00	0,12	0,10	0,11
Méthyle eugénol	1401	1,48	1,42	0,72	0,54	0,00	0,22	0,29	0,92	1,65	1,23	1,05	2,20	2,53	1,77	2,47	3,97	2,04	1,19	0,23	1,40	0,98
β -caryophyllène	1430	0,88	0,48	1,19	1,63	0,00	0,29	0,38	0,97	0,35	0,44	0,34	0,32	0,48	0,40	0,54	0,77	0,40	1,26	0,00	0,58	0,42
γ -elemène	1435	0,07	0,00	0,13	0,28	0,00	0,00	0,33	0,19	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,07	0,22	0,10	0,19	0,15	0,00	0,09	0,11
α -humulène	1466	0,33	0,69	0,24	0,48	0,25	0,00	0,37	0,48	0,24	0,46	0,61	0,25	0,75	0,21	0,24	0,40	0,23	0,23	0,07	0,34	0,19
β -selinène	1499	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,17	0,18	0,00	0,00	0,47	0,38	0,43	0,20	0,43	0,19	0,16	0,13	0,15	0,17
α -selinène	1506	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,29	0,20	0,17	0,16	0,52	0,42	0,42	0,00	0,43	0,19	0,20	0,00	0,17	0,18
β -cadinène	1525	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,09	0,00	0,00	0,00	0,11	0,00	0,17	0,00	0,10	0,12	0,00	0,00	0,03	0,06
γ -bisabolène-E	1532	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,18	0,00	0,12	0,00	0,14	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,02	0,06
Flavesone	1541	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,13	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,09	0,00	0,01	0,03
Germacrène-B	1571	0,06	0,00	0,13	0,27	0,13	0,20	0,27	0,19	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,18	0,13	0,00	0,08	0,10
Spathulenol	1588	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,35	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,12	0,00	0,00	0,17	0,00	0,10	0,00	0,04	0,09
Oxyde de caryophyllène	1595	0,51	0,56	0,24	0,25	0,38	0,28	0,18	0,28	0,20	0,00	0,00	0,24	0,21	0,00	0,00	0,42	0,00	0,79	0,00	0,24	0,22
Humulene epoxyde II	1627	0,00	0,13	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,39	0,00	0,00	0,00	0,00	0,13	0,00	0,00	0,00	0,03	0,09
Intermedeol-neo	1671	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,20	0,00	0,07	0,00	0,00	0,18	0,08	0,00	0,00	0,03	0,00	0,06			

Les huiles essentielles de *M. communis* sont composées majoritairement de monoterpènes (Figure 15). L' α -pinène et le limonène sont les monoterpènes hydrocarbonés les plus abondants dans nos huiles.

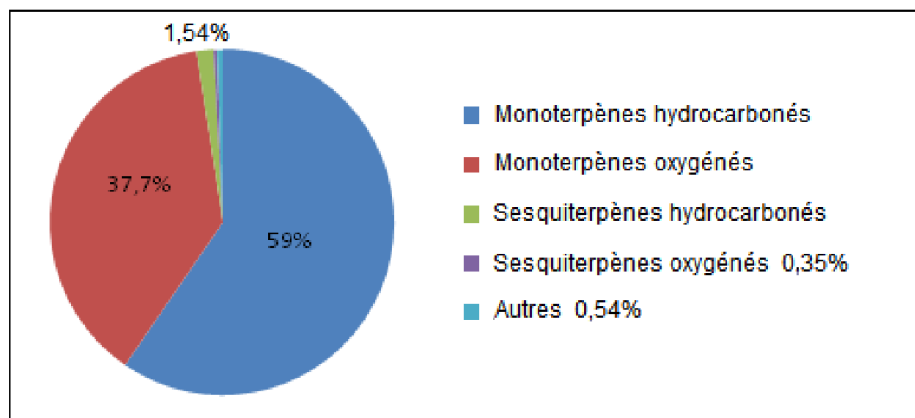


Figure 15 : Familles chimiques des huiles essentielles de *M. communis*.

Les monoterpènes oxygénés sont représentés dans les huiles par des éthers cycliques tels que le 1,8-cinéole et le méthyle eugénol, par des alcools comme le linalool, l' α -terpinéol et le myrtenol, mais aussi par des esters comme les acétates de géranyle, de myrtenyle et d' α -terpinyle. Les sesquiterpènes sont peu abondants, représentés par le β -caryophyllène et l' α -humulène.

2.2 Analyses statistiques des résultats

Pour réaliser l'analyse statistique, seuls les 17 composants ayant des teneurs moyennes supérieures à 0,5% (Benachour, 2020) ont été pris en compte (Tableau XVI).

Tableau XVI : Composants chimiques utilisés dans les analyses statistiques.

Code variable	Composants	Code variable	Composants
1	α -pinène	9	Terpinène-4-ol
2	Para-cymène	10	α -terpinéol
3	Limonène	11	Formate de néryl
4	1,8-cinéole	12	Acétate de cis-pinocarvyle
5	β -ocimène-E	13	Acétate de myrtenyle
6	Terpinolène	14	Acétate d' α -terpinyle
7	Linalool	15	Acétate de géranyle
8	Méthyle butyl-2-méthyl-butyrates	16	Méthyle eugénol
		17	β -caryophyllène

2.2.1 Variabilité de la composition chimique des huiles

La variabilité des composants chimiques des huiles essentielles de *M. communis* est mise en évidence par l'analyse statistique (Box & whisker plot) (Figure 16). L' α -pinène est le composant le plus abondant et représente le plus de variation au sein des populations, avec une moyenne de $50,1 \pm 10,3\%$. L'acétate de myrtenyle avec une moyenne de $3,48 \pm 6,70\%$, est absent dans la majorité des populations alors qu'il est présent à un taux de 20,94% dans la population d'Azemour. Le 1,8-cinéole, le linalool et le limonène présentent aussi des variabilités non négligeables.

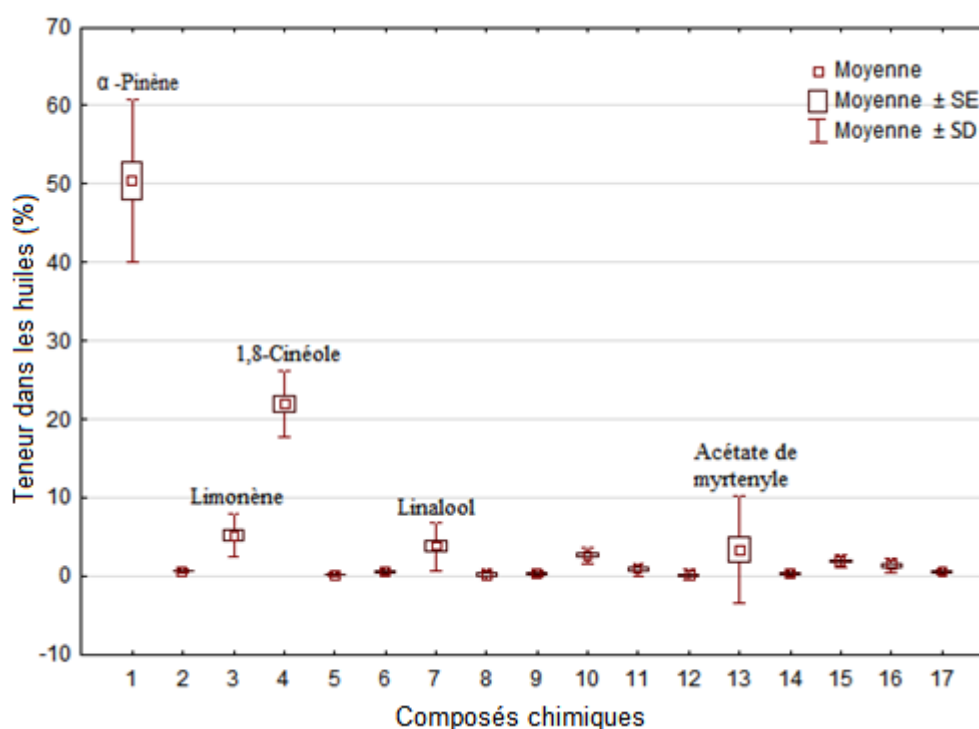


Figure 16 : Variabilité des composants chimiques des huiles de *M. communis*.

2.2.2 Analyse en composantes principales (ACP)

2.2.2.1 Matrice des corrélations

L'examen de la matrice révèle que les composants chimiques sont faiblement corrélés, 27,2% des variables sont significativement corrélées avec des coefficients de corrélation supérieurs à 0,38. Parmi ceux-ci, 8,1% ont des corrélations hautement significatives ($\geq 0,57$) (Tableau XVII).

Tableau XVII : Matrice des corrélations des huiles essentielles de *M. communis*.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
1	1,00																
2	0,37	1,00															
3	-0,12	0,23	1,00														
4	-0,48	-0,29	-0,00	1,00													
5	0,37	0,35	0,15	-0,66	1,00												
6	0,28	0,72	0,32	-0,24	0,47	1,00											
7	-0,74	-0,42	-0,24	-0,05	-0,07	-0,33	1,00										
8	0,12	-0,20	0,08	0,16	0,05	-0,18	-0,14	1,00									
9	0,18	0,29	0,11	-0,10	0,31	0,13	-0,14	0,03	1,00								
10	-0,38	-0,18	0,03	0,40	-0,47	0,10	0,07	-0,60	-0,47	1,00							
11	-0,28	0,33	0,44	0,40	0,21	0,47	-0,12	-0,01	0,42	0,06	1,00						
12	-0,37	0,35	0,55	0,39	0,07	0,47	-0,06	-0,06	0,07	0,17	0,87	1,00					
13	-0,85	-0,43	-0,17	0,07	-0,15	-0,42	0,93	-0,20	-0,18	0,17	-0,05	0,02	1,00				
14	0,29	0,39	0,20	-0,65	0,64	0,29	-0,05	0,32	0,04	-0,55	-0,19	-0,17	-0,15	1,00			
15	0,15	-0,21	-0,24	-0,14	-0,44	-0,47	-0,04	-0,00	-0,23	0,03	-0,76	-0,67	-0,06	0,16	1,00		
16	-0,08	-0,16	-0,49	0,25	-0,63	-0,35	-0,04	-0,31	-0,33	0,43	-0,33	-0,28	0,08	-0,34	0,46	1,00	
17	0,32	-0,28	0,01	-0,17	-0,20	-0,20	-0,22	-0,16	-0,14	0,10	-0,52	-0,36	-0,24	-0,14	0,40	0,06	1,00

(Cor. $\geq 0,38$: corrélation significative ; Cor. $\geq 0,57$: corrélation hautement significative)

2.2.2.2 Cercles des corrélations

Le plan formé par les deux premiers axes (plan 1x2) issu de l'ACP, représente 49,36% de l'information totale (Figure 17). La partie positive de l'axe 1 est expliquée par le para-cymène (2), le limonène (3), le β -ocimène-E (5), le terpinolène (6), le terpinène-4-ol (9) et l'acétate d' α -terpinyle (14) ; alors que la partie négative de l'axe est expliquée par le méthyle eugénol (16).

La partie positive de l'axe 2 est expliquée par le 1,8-cinéole (4), le formate de néryl (11) et l'acétate de pinocarvyle (12). La partie négative de l'axe est expliquée par l' α -pinène (1), l'acétate de géranyle (15) et le β -caryophyllène (17).

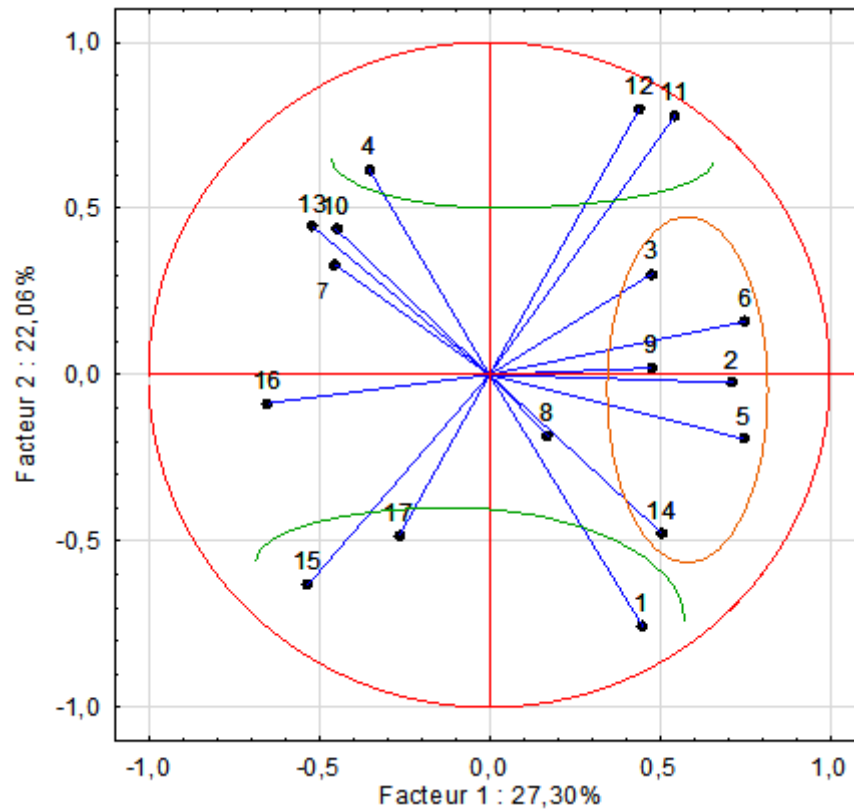


Figure 17 : Cercle des corrélations des composants chimiques sur le plan 1x2.

Le cercle des corrélations formé par les axes 1x3, présente 41,83% de l'information totale (Figure 18).

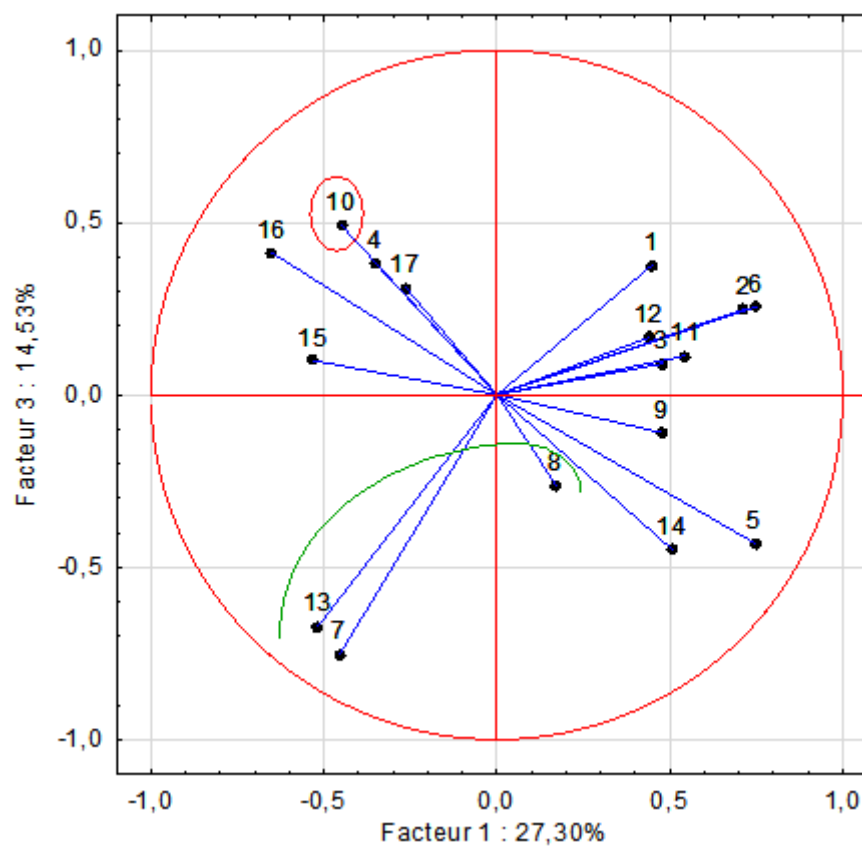


Figure 18 : Cercle des corrélations des composants chimiques sur le plan 1x3.

La partie positive de l'axe 3 est expliquée par l' α -terpinéol (10). Une forte corrélation entre le linalool (7) et l'acétate de myrtenyle (13) est observée, ils ont fortement contribué à la formation de la partie négative de l'axe 3 avec le Méthyle butyl-2-méthyl-butyrate (8).

2.2.2.3 Étude des populations de *M. communis*

La projection des populations sur le plan 1x2 (Figure 19) ne permet pas de séparer clairement la majorité des populations à cause de leurs compositions chimiques relativement proches.

Les populations d'Oued El-Aneb et d'Elkhemis sont situées sur la partie positive de l'axe 1, la première est caractérisée par les taux les plus élevés d' α -pinène, de Para-cymène, de β -ocimène-E et d'acétate d' α -terpinyle. La seconde population se distingue par sa richesse en terpinène-4-ol.

La population de Honaïn, située sur la partie positive de l'axe 2, est caractérisée par des teneurs relativement élevées de limonène, de formate de néryl et d'acétate de cis-pinocarvyle. Les populations d'El-Kala, Berrihane, Annaba, Seraïdi, Zemmouri et Hammam Melouan sont situées sur la partie négative de l'axe 2 par leurs taux relativement élevés d' α -pinène, d'acétate de géranyle et de β -caryophyllène.

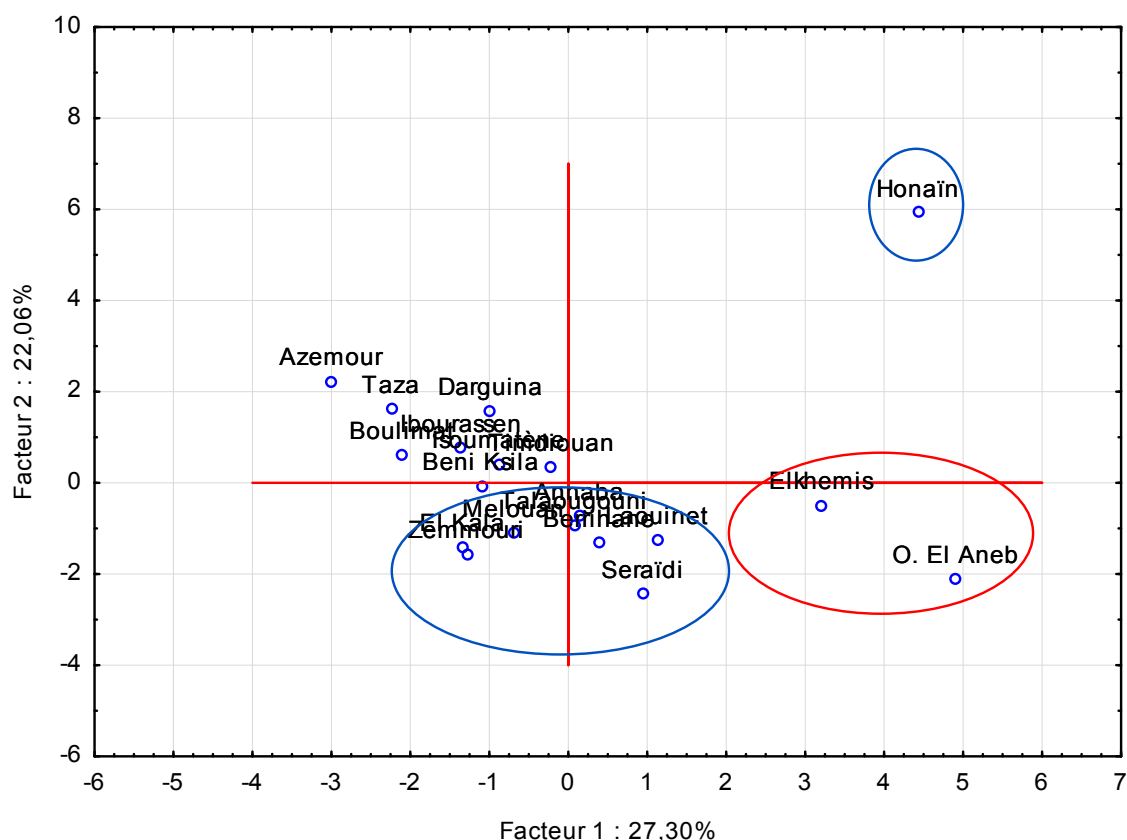


Figure 19 : Projection des populations de *Myrtus communis* sur le plan 1x2.

La représentation des populations sur le plan 1x3 (Figure 20) permet une meilleure séparation des populations.

Darguina, Taza et Azemour sont placées sur la partie négative de l'axe 3, ces populations se distinguent par leur richesse en acétate de myrtenyle et en linalool. La population de Laouinet est séparée du groupe sur la partie négative de l'axe 3, elle présente une abondance en méthyle butyl-2-met-butyrate.

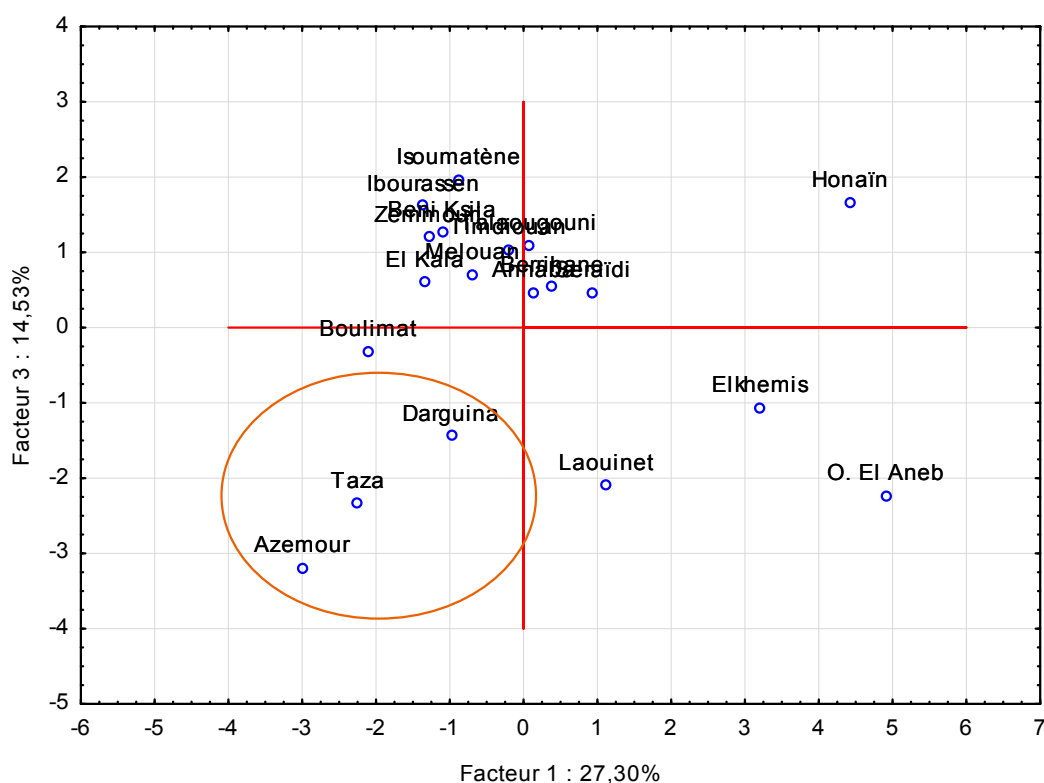


Figure 20 : Projection des populations de *M. communis* sur le plan 1x3.

Une projection spatiale tridimensionnelle des populations de *M. communis*, basée sur les 3 axes principaux (Figure 21), permet de mieux séparer les populations en fonction de leurs compositions chimiques.

La population de Honain est celle qui se distingue le plus du groupe sur les trois axes. Oued El-Aneb s'isole sur les axes 1 et 2 et Melouan s'isole sur l'axe 3.

Les populations d'Azemour, Taza et Boulimat sont relativement proches sur les axes 2 et 3 pour leurs taux d'acétate de myrtenyle et de linalool, cependant des différences non-négligeables les séparent. Darguina se rapproche de ces trois dernières sur les axes 1 et 2 par une ressemblance de composition chimique et notamment la présence d'acétate de myrtenyle, mais s'éloigne d'elles sur l'axe 3 par d'autres composants comme le limonène.

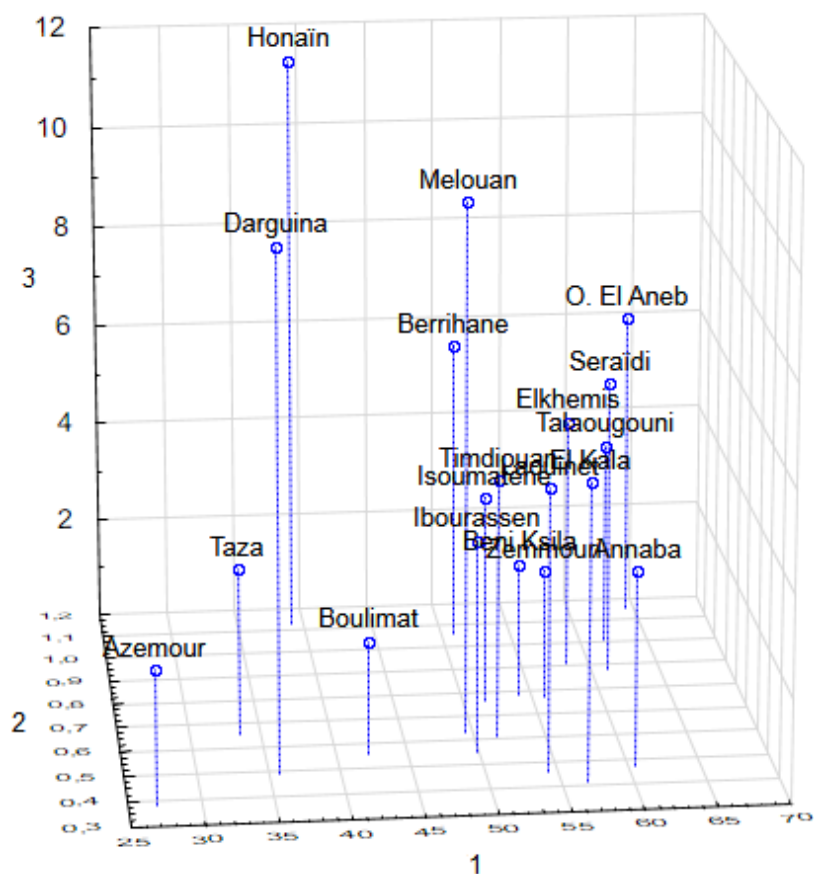


Figure 21 : Projection spatiale tridimensionnelle des populations de *M. communis*.

Malgré une meilleure appréciation des positions de chaque population, une analyse supplémentaire aidera à mesurer plus efficacement les ressemblances et les différences entre chacune d'elles et d'en déduire les potentiels chémotypes chez l'espèce étudiée.

2.2.2.4 Analyse UPGMA

Une analyse de cluster (dendrogramme) permet d'apprécier le degré de ressemblance entre les populations de myrte selon des distances de *linkage* (Figure 22). L'examen de l'arbre a permis de distinguer deux clades, le premier regroupe les populations de Boulimat, Darguina, Azemour et Taza, qui sont caractérisées par la présence d'acétate de myrtenyle à des taux relativement importants ($15,9 \pm 4,54\%$). Les populations d'Azemour et de Taza se rapprochent par leurs taux élevés d'acétate de myrtenyle ($19,5 \pm 1,4\%$), de 1,8-cinéole ($23,44 \pm 0,3\%$) et de linalool ($11,3 \pm 1,5\%$). L' α -pinène est majoritaire dans toutes les huiles. Les populations de Boulimat et de Darguina se ressemblent par leurs teneurs en acétate de myrtenyle ($12,2 \pm 1,5\%$), en linalool ($6 \pm 1,3\%$) et en α -pinène ($39 \pm 3,1\%$). La population de Darguina possède la teneur la plus élevée de ce clade en limonène ($10,09\%$).

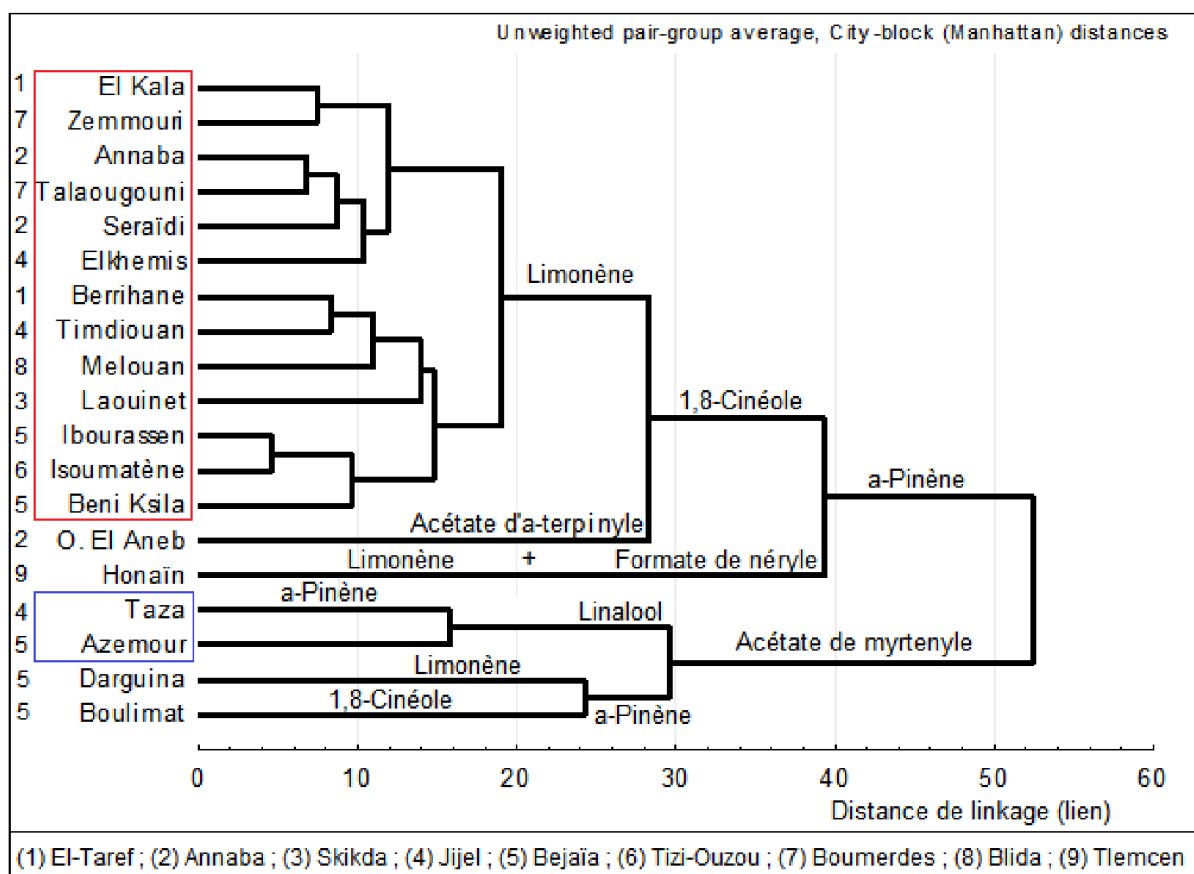


Figure 22 : UPGMA des populations de *M. communis*.

Le deuxième clade peut être subdivisé en trois sous-clades. L'huile de Honaïn se distingue par sa teneur en formate de néryl (3,74%), en acétate de cis-pinocarvyle (2,78%), et par l'absence d'acétate de géranyle. De plus, ses teneurs en 1,8-cinéole (28,79%) et en limonène (11,48%) sont les plus élevées. L'huile d'Oued El-Aneb, représente le deuxième sous clade, elle possède le taux le plus élevé d' α -pinène (64,3%) et le taux le plus bas de 1,8-cinéole de tous les échantillons (10,25%).

Le troisième sous clade est subdivisé en deux ensembles, le premier regroupe sept populations : Berrihane, Timdiouan, Melouan, Laouinet, Ibourassen, Isoumatène et Béni Ksila. Ces populations possèdent des taux d' α -pinène élevés (49,48 - 54,26%) et des taux de 1,8-cinéole importants (21,39 - 28,44%). Laouinet se distingue par son taux de méthyle butyl-2-met-butyrate (2,75%). Melouan a le taux de limonène le plus élevé du groupe (10,33%). Les deux populations Ibourassen et Isoumatène ont la distance de *linkage* la plus faible et donc les compositions chimiques les plus proches.

Le deuxième ensemble regroupe les populations d'El-Kala, Zemmouri, Annaba, Talaougouni, Séraïdi et Elkhemis. Ces populations sont caractérisées par des taux très élevés

d' α -pinène (55,92 - 61,81%), des taux de 1,8-cinéole relativement moyens (17,41 - 20,61%) et des taux de limonène relativement bas (2,52 - 5,79%).

Les populations d'El-Kala et Zemmouri sont très proches dans leurs teneurs en α -pinène (56,77 et 55,92%), en 1,8-cinéole (20,61 et 20,51%), en linalool (2,49 et 2,64%), en terpinéol (2,59 et 2,54%) et en acétate de géranyle (2,98 et 2,54%). Zemmouri a cependant le taux le plus élevé de méthyle eugénol (3,97%) de toutes les populations. Les populations d'Annaba et Talaougouni se ressemblent par leurs teneurs très élevées en α -pinène (60,34 et 61,81%) et en 1,8-cinéole (20,51 et 18,60%).

2.3 Chémotypes des huiles de *M. communis*

En se basant sur la composition chimique des huiles et l'arbre UPGMA, les huiles essentielles des populations de *M. communis* peuvent être séparées en six chémotypes (Tableau XVIII).

Tableau XVIII : Chémotypes des huiles essentielles de *M. communis*.

Chémotype				Populations
1	α -pinène	1,8-cinéole	Limonène	El-Kala, Zemmouri, Annaba, Talaougouni, Seraïdi, El-Khemis, Berrihane, Timdiouan, Melouan, Laouinet, Ibourassen, Issoumaten, Beni Ksila
2			Acétate d' α -terpinyle	Oued El-Aneb
3		Formate de néryl	Limonène	Honaïn
4	Acétate de myrtenyle	Linalool	α -pinène	Azemour, Taza
5		α -pinène	1,8-cinéole	Boulimat
6			Limonène	Darguina

La majorité de nos huiles présentent des taux d' α -pinène supérieurs à 50%, cela est en accord avec plusieurs études qui ont rapporté des résultats similaires en Algérie et ailleurs. Bouzabata et al. (2010) et Barhouchi et al. (2016) ont signalé des taux d' α -pinène de 57,3 et 55% respectivement pour des huiles d'Annaba. Benchikh et al. (2016) ont rapporté un taux de 55,1% pour une huile de Jijel. Concernant les huiles de myrte d'autres pays, Bradesi et al. (1997) et Chalchat et al. (1998) ont respectivement signalé des taux de 66,1 et de 55,1% d' α -pinène pour des huiles de Corse (France). Aidi Wannes et al. (2010) ont rapporté un taux de 58,1% pour une huile de Tunisie.

Deux monoterpènes peuvent être retrouvés à des taux largement majoritaires : le 1,8-cinéole comme dans des huiles du Maroc (Fadil et al., 2017 ; Cherrat et al., 2013), et l'acétate de

myrtenyle aussi dans des huiles du Maroc (61,1%) (Fadil et *al.*, 2017) et de Chypre (50,1%) (Akin et *al.*, 2010).

Le linalool est un composant important dans les huiles de myrte. Il a été trouvé avec des taux élevés en Turquie (Chalchat et *al.*, 2010) et en Algérie (Hennia et *al.*, 2015). Ce monoterpène oxygéné est retrouvé dans nos huiles avec une moyenne de $3,79 \pm 2,97\%$.

Le limonène est présent dans nos huiles avec une moyenne de $5,16 \pm 2,67\%$ et atteint son taux le plus haut dans l'huile de Honaïn (11,48%). Ce monoterpène hydrocarboné est régulièrement retrouvé dans les huiles de myrte du monde entier, il a même été signalé comme composant majoritaire par Tuberoso et *al.* (2006) en Sardaigne (44,2%) et par Hennia et *al.* (2015) en Algérie (23,4%).

Le méthyle eugénol est un éther aromatique, trouvé dans nos huiles avec une moyenne de $1,40 \pm 0,98\%$. Ce composé a été relevé comme majoritaire par Fadil et *al.* (2017) dans une huile de myrte du Maroc (33,6%).

Les huiles de notre étude et 17 autres huiles essentielles de *Myrtus communis* d'Algérie (littérature) ont été soumises à une analyse UPGMA (Figure 23). Les populations d'Aïn Barbar, Skikda, Khannguet Aoun, Zitouna, Jijel et Annaba 2 ont été classées avec les populations du chémotype dominant **α -Pinène / 1,8-Cinéole / Limonène**. Nous pouvons déduire que c'est le chémotype dominant en Algérie pour les huiles de *M. communis*. Anwar et *al.* (2017) ont signalé que ce chémotype est le plus retrouvé dans le monde. Les huiles qui se ressemblent le plus sont l'huile de Béni Ksila (Région de Bejaïa) et celle de Jijel (Benchikh et *al.*, 2016). L'huile la plus singulière est celle d'Aïn Defla décrite par Touaibia (2016), elle est très riche en acétate de myrtenyle (38,7%) et relativement pauvre en α -pinène (13,7%).

Plusieurs auteurs ont proposé des classifications concernant les compositions chimiques des huiles du myrte commun, la plus connue concernant la méditerranée occidentale est celle de Bradesi et *al.* (1997). Selon ces auteurs, la présence ou l'absence d'acétate de myrtenyle (A.M.) est le premier critère de classification (Tableau VII). Les résultats de cette étude sont en accord avec cette classification. En effet, les huiles des 19 populations ont tout d'abord été séparées en deux clades en fonction de ce composé. Cependant, les quatre populations contenant de l'A.M. (10,66 - 20,94%) présentent des taux d' α -pinène (26,88 - 42,17%) largement supérieures aux teneurs décrites par Bradesi et *al.* (1997).

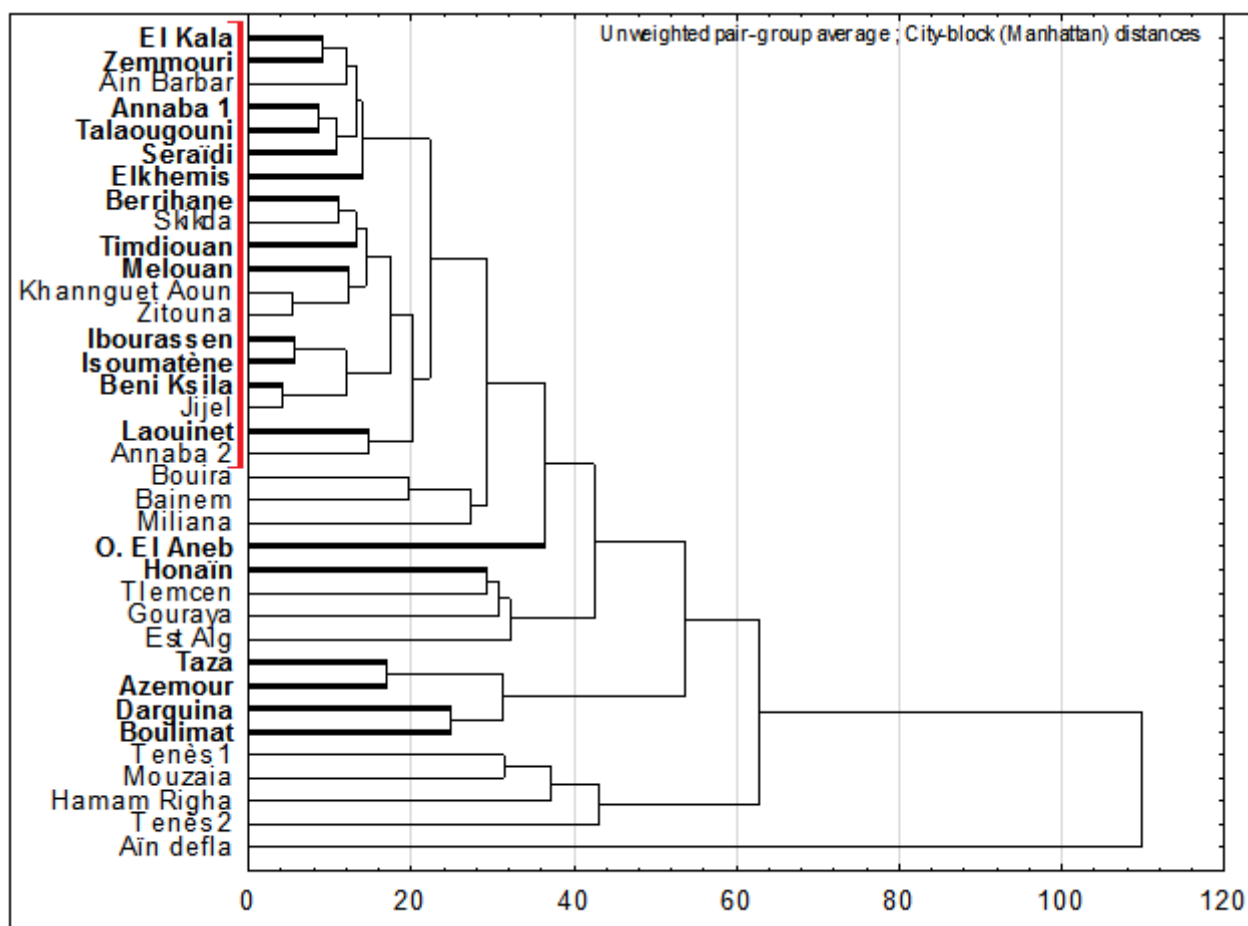


Figure 23 : UPGMA des populations de *M. communis* d'Algérie.
(En gras : nos populations ; voir tableau VI pour les 17 autres)

Parmi la dizaine d'études algériennes publiées, seule Touaïbia (2016) a relevé la présence d'A.M. dans une population d'Aïn Defla avec un taux de 38,7%. La présence d'A.M. dans quatre de nos huiles est sûrement due à l'importation de graine par les oiseaux, car en effet, ce composant a été relevé dans les huiles de myrte de pays voisins comme l'Espagne (Boelens et Jimenez, 1992), le Portugal (Pereira et al., 2009), le Maroc (Fadil et al., 2017 ; Cherrat et al., 2013 ; Satrani et al., 2006), la Tunisie (Messaoud et al., 2011 ; Traboulsi et al., 2002), mais aussi de pays plus éloignés comme l'Albanie (Asllani, 2000), le Monténégro (Mimica dukić et al., 2010), la Grèce (Gardeli et al., 2008) et l'Iran (Shahbazian et al., 2018).

Cette répartition géographique des chémotypes est prise en compte dans la classification de la Pharmacopée française (2013) qui distingue trois types de myrte : deux chémotypes contiennent de l'A.M. : le type Maroc et le type Balkans. Le type Tunisien n'en contient pas et est caractérisé par des taux très élevés d' α -pinène (Tableau VIII). Les quatre populations de cette étude contenant de l'A.M. seraient considérées de « type marocain », mais avec des teneurs en α -pinène dépassant le maximum prévu par cette classification. Les 15 populations sans A.M. seraient de type Tunisien.

Jollois *et al.* (2001), classent des huiles avec des taux d'A.M. de 21% dans le chémotype « *myrtenylacetatiferum* » malgré une teneur en 1,8-cinéole doublement supérieure (45%). Ces auteurs sont en accord avec les classifications susmentionnées et considèrent la présence d'A.M. comme déterminante. La classification de la Pharmacopée française indique une teneur maximale d'A.M. de 25% dans la composition du type marocain. Depuis, une étude a signalé des huiles marocaines contenant des teneurs d'A.M. très élevées (jusqu'à 61%) (Fadil *et al.* 2017).

Ainsi, notre étude confirme que le rendement et la composition chimique des HEs d'une espèce peuvent varier en fonction de la région de récolte, comme cela avait déjà été signalé par de nombreux auteurs pour de nombreuses plantes aromatiques. Une investigation plus poussée concernant ces variations de composition chimique et de rendement permettront de sélectionner la population et le moment le plus opportun pour une récolte chimiquement ciblée. Cependant, il est important d'ajouter que le classement par chémotype dans cette espèce présente des limites. La population d'Aïn Defla analysée par Touaibia (2016) permet d'illustrer cela, elle est composée de 38,7% d'acétate de myrtenyle, 13,7% d' α -pinène et 12,7% de 1,8-cinéole et sera donc classée dans le même chémotype que la population de Boulimat décrite dans ce travail en raison de ces trois composés majoritaires.

Seulement, l'analyse UPGMA des populations d'Algérie prenant en compte la totalité des composants chimiques a mis en évidence une différence non négligeable entre les deux huiles. On peut en déduire qu'il est indispensable de connaître la composition chimique exacte, surtout dans le cadre d'une utilisation thérapeutique.

2.4 Compositions chimiques des huiles essentielles de *M. nivellei*

L'analyse de la composition chimique des huiles essentielles de quatre populations de *Myrtus nivellei* par CG/SM a permis l'identification de 27 composés chimiques représentant en moyenne $99,65 \pm 0,18\%$ du totale des huiles (Tableau XIX).

Tableau XIX : Composition chimique des huiles essentielles de *Myrtus nivellei*.

Populations échantillonnées		Terhenanet	Mertoutek	Tahifet	Ilaman	Moyenne	Ecart type
Nombre de composants	KI	20	17	23	20	20	2,45
Total %		99,74	99,39	99,76	99,72	99,65	0,18
α -thujène	921	0,14	0,00	0,00	0,34	0,12	0,16
α-pinène	930	4,40	4,28	5,90	9,89	6,12	2,62
β -pinène	974	0,32	0,32	0,36	0,00	0,25	0,17
α -phellandrène	1002	0,15	0,00	0,00	0,54	0,17	0,26
Δ^3 -carène	1004	0,11	0,30	0,00	0,74	0,29	0,33
Ortho-Cymène	1023	0,00	0,86	0,60	1,29	0,69	0,54
Limonène	1031	44,90	28,24	26,63	26,89	31,67	8,85
1,8-cinéole	1036	27,71	42,98	16,84	28,28	28,95	10,73
γ -terpinène	1054	0,46	0,57	0,44	0,87	0,59	0,20
Terpinolène	1081	0,34	0,32	0,24	0,87	0,44	0,29
Ocimène allo neo	1094	0,00	0,42	0,42	0,00	0,21	0,24
Trans- β -ocimène	1183	0,00	1,71	1,31	0,00	0,76	0,89
α -terpinéol	1201	4,83	4,78	6,43	3,82	4,97	1,08
Formate de linalool	1249	0,00	2,80	2,54	1,96	1,83	1,27
Methyl citronellate	1256	0,26	0,00	0,30	0,00	0,14	0,16
Perilla aldehyde	1352	5,34	6,43	12,70	4,96	7,36	3,62
Formate de géranyle	1379	4,30	4,06	9,10	4,79	5,56	2,38
2,6-dimethoxyphenol	1402	0,15	0,00	0,26	0,00	0,10	0,13
E-caryophyllène	1430	0,00	0,00	1,01	2,38	0,85	1,13
γ -elemène	1435	0,21	0,42	0,00	1,17	0,45	0,51
α -humulène	1466	1,12	0,44	2,01	4,29	1,97	1,68
N-ethyl-1,3-dithioisindoline	1495	0,00	0,00	2,30	0,37	0,67	1,10
3-Methylthiazolo(3,2-A)pyridinium-8-oxyde	1566	1,02	0,46	1,07	0,54	0,77	0,32
Trimethyl arsenate	1593	3,20	0,00	5,90	5,06	3,54	2,62
β -selinène	1611	0,42	0,00	1,33	0,00	0,44	0,63
Isocamphane	1624	0,37	0,00	1,51	0,67	0,64	0,64
Eudesma-3,5,11-triène	1666	0,00	0,00	0,54	0,00	0,14	0,27
Familles chimiques	Monoterpènes hydrocarbonés	51,20	37,02	37,43	42,09	41,93	6,59
	Monoterpènes oxygénés	42,43	61,05	47,91	43,81	48,80	8,49
	Sesquiterpènes hydrocarbonés	1,75	0,86	4,89	7,84	3,84	3,18
	Autres	4,37	0,46	9,53	5,97	5,08	3,76

Le limonène et le 1,8-cinéole sont les deux composants majoritaires dans ces huiles. Le limonène est plus abondant que le 1,8-cinéole dans les populations de Terhenanet (44,9%) et de Tahifet (26,63%) et le 1,8-cinéole est majoritaire dans les populations de Mertoutek (42,98%) et d'Illaman (28,28%). La présence de perilla aldéhyde avec une moyenne de $7,36 \pm 3,62\%$ est à noter, particulièrement dans l'huile de la population de Tahifet (12,7%). L' α -pinène est présent avec une moyenne de $6,12 \pm 2,62\%$, ainsi que le formate de géranyle ($5,56 \pm 2,38\%$) et l' α -terpinéol ($4,97 \pm 1,08\%$). Le triméthyl arsenate est absent de la population de Mertoutek.

Les huiles essentielles de *M. nivellei* sont composées majoritairement de monoterpènes oxygénés ($48,8 \pm 8,49\%$) (Figure 24), représentés principalement par le 1,8-cinéole, l' α -terpinéol, le perilla aldehyde et le formate de géranyle. Les monoterpènes hydrocarbonés ($41,93 \pm 6,59\%$) sont représentés par le limonène et l' α -pinène.

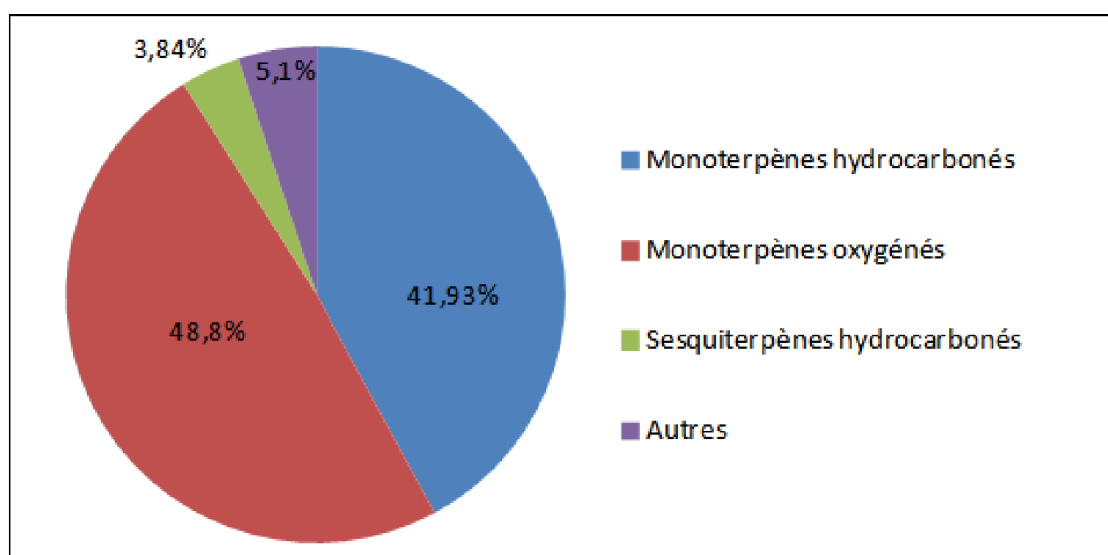


Figure 24 : Familles chimiques des huiles essentielles de *M. nivellei*.

Les sesquiterpènes hydrocarbonés sont peu abondants avec une moyenne de $3,84 \pm 3,18\%$. L'huile de la population d'Illaman en contient le plus avec des taux d' α -humulène et de β -caryophyllène plus importants (4,29 et 2,38% respectivement).

2.5 Analyses statistiques des résultats

Seuls les 20 composants avec des taux moyens supérieurs à 0,5% ont été retenus pour les analyses statistiques (Tableau XX) (Benachour, 2020).

Tableau XX : Composants chimiques utilisés dans les analyses statistiques.

Code variable	Composants
1	α -pinène
2	Δ^3 -carène
3	Ortho-cymène
4	Limonène
5	1,8-cinéole
6	γ -terpinène
7	Terpinolène
8	Trans- β -ocimène
9	α -terpinéol
10	Formate de linalool
11	Perilla aldehyde
12	Formate de géranyle
13	E-caryophyllène
14	γ -elemène
15	α -humulène
16	N-ethyl-1,3-dithioisoindoline
17	3-Methylthiazolo(3,2-A) pyridinium-8-oxyde
18	Trimethyl arsenate
19	β -selinène
20	Isocamphane

2.5.1 Variabilité de la composition chimique des huiles de *M. nivellei*

L'analyse statistique (Box & whisker plot) permet de constater la grande variabilité des composants majoritaires dans les huiles essentielles de *M. nivellei* (Figure 25). Le 1,8-cinéole présente la plus grande variabilité dans ces huiles avec une moyenne de $28,95 \pm 10,73\%$. La population de Tahifet en contient le moins (16,84%) et la population de Mertoutek en contient le plus (42,98%). Le limonène est le composant le plus abondant avec une moyenne de $31,67 \pm 8,85\%$ avec des taux allant de 26,63% (Tahifet) à 44,9% (Terhenanet). Le perilla aldehyde ($7,36 \pm 3,62\%$), l' α -pinène ($6,12 \pm 2,62\%$), le formate de géranyle (12) ($5,56 \pm 2,38\%$) et le triméthyl arsenate ($3,54 \pm 2,62\%$) présentent aussi des variabilités non négligeables.

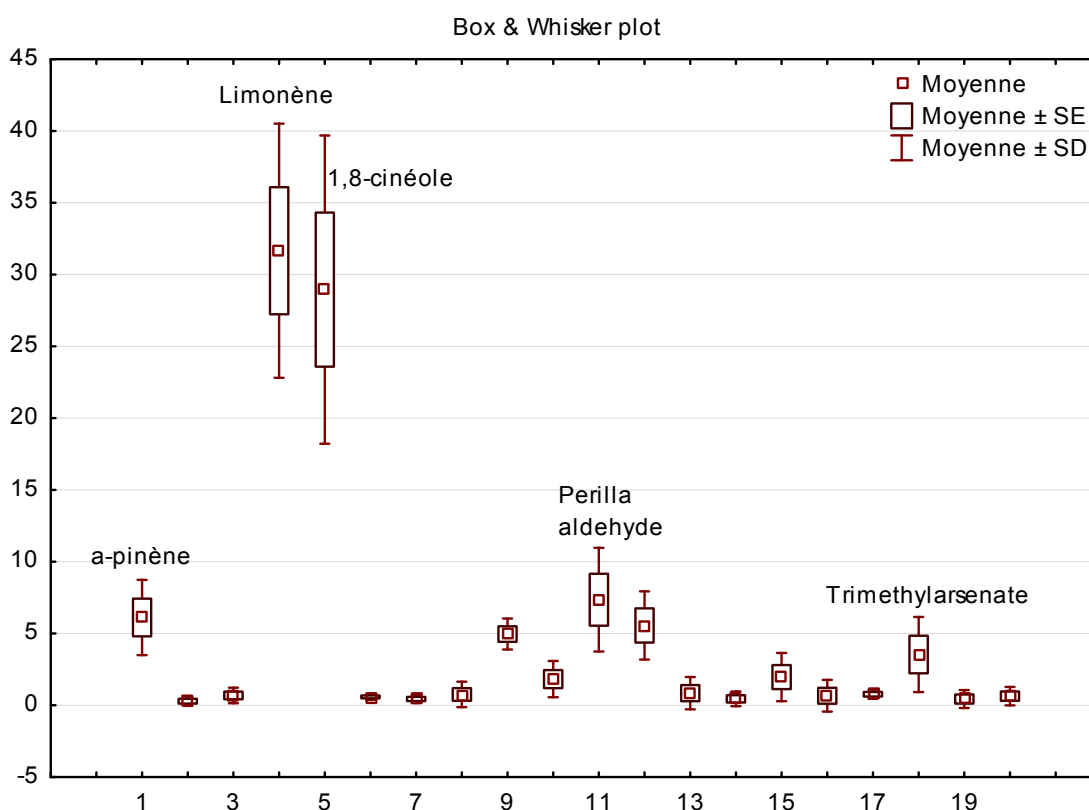


Figure 25 : Variabilité des composants majoritaires des huiles de *M. nivellei*.

2.5.2 Analyse en composantes principales (ACP)

2.5.2.1 Matrice des corrélations

L'examen de la matrice révèle que 65,79% des composants chimiques des HEs de *M. nivellei* sont significativement corrélés et que 47,89% ont des corrélations hautement significatives ($\text{cor.} \geq 0,54$) (Tableau XXI).

Tableau XXI : Matrice des corrélations des composants chimiques des HEs de *M. nivellei*.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
1	1,00																			
2	0,80	1,00																		
3	0,74	0,80	1,00																	
4	-0,48	-0,36	-0,85	1,00																
5	-0,28	0,34	0,23	0,00	1,00															
6	0,86	0,99	0,83	-0,42	0,24	1,00														
7	0,91	0,95	0,70	-0,26	0,06	0,97	1,00													
8	-0,49	-0,41	0,13	-0,53	0,28	-0,41	-0,62	1,00												
9	-0,48	-0,87	-0,43	-0,11	-0,56	-0,81	-0,80	0,56	1,00											
10	0,17	0,15	0,70	-0,94	0,18	0,20	-0,02	0,77	0,23	1,00										
11	-0,18	-0,64	-0,12	-0,41	-0,63	-0,55	-0,57	0,56	0,94	0,46	1,00									
12	0,07	-0,50	-0,04	-0,41	-0,81	-0,39	-0,36	0,33	0,84	0,36	0,96	1,00								
13	0,99	0,71	0,74	-0,55	-0,38	0,79	0,83	-0,41	-0,34	0,24	-0,03	0,22	1,00							
14	0,82	1,00	0,77	-0,31	0,30	0,99	0,97	-0,47	-0,87	0,10	-0,65	-0,50	0,73	1,00						
15	0,99	0,71	0,63	-0,39	-0,42	0,79	0,87	-0,57	-0,40	0,06	-0,12	0,14	0,98	0,74	1,00					
16	0,10	-0,46	0,01	-0,46	-0,79	-0,35	-0,32	0,34	0,82	0,40	0,95	1,00	0,25	-0,46	0,17	1,00				
17	-0,32	-0,77	-0,76	0,47	-0,80	-0,72	-0,54	-0,17	0,71	-0,48	0,56	0,61	-0,24	-0,72	-0,16	0,57	1,00			
18	0,60	0,01	0,08	-0,17	-0,94	0,12	0,28	-0,43	0,28	-0,09	0,46	0,69	0,68	0,06	0,71	0,69	0,55	1,00		
19	-0,20	-0,74	-0,40	-0,07	-0,82	-0,66	-0,58	0,25	0,93	0,08	0,92	0,93	-0,07	-0,73	-0,09	0,91	0,84	0,61	1,00	
20	0,31	-0,31	0,02	-0,35	-0,93	-0,19	-0,10	0,03	0,67	0,20	0,82	0,95	0,44	-0,29	0,41	0,95	0,63	0,88	0,87	1,00

(Cor. $\geq 0,36$: corrélation significative ; Cor. $\geq 0,54$: corrélation hautement significative)

2.5.2.2 Cercles des corrélations

Le plan formé par les deux premiers axes (1x2) représente 82,01% de l'information totale issue de l'ACP (Figure 26).

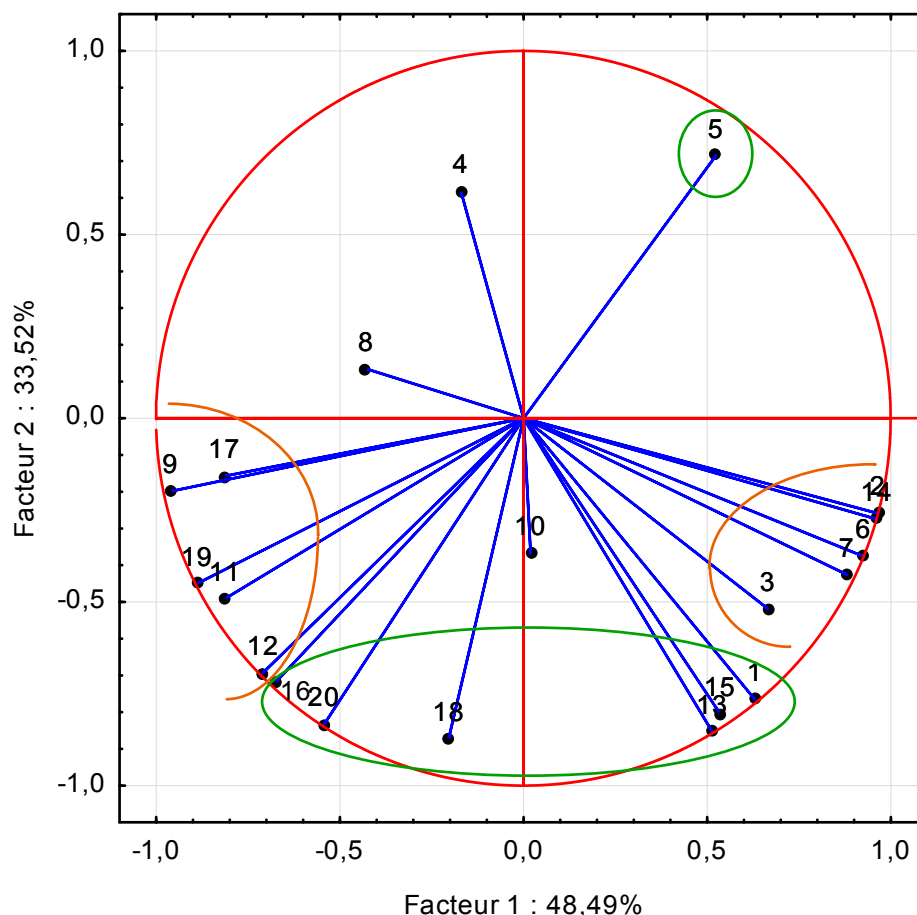


Figure 26 : Cercle des corrélations des composants chimiques sur le plan 1x2.

L'axe 1 réunit une partie importante de l'information (48,49%), sa partie positive est expliquée par un groupe de variables fortement corrélées entre elles : le Δ 3-carène (2), le γ -elemène (14), le γ -terpinène (6), le terpinolène (7) et l'ortho-cymène (3). Sa partie négative est expliquée par l' α -terpinéol (9), le 3-methylthiazolo-(3,2-A) pyridinium-8-oxyde (17), le β -selinène (19), le perilla aldehyde (11) et le Formate de géranyle (12).

La partie positive de l'axe 2 est principalement expliquée par le 1,8-cinéole (5). Sa partie négative est expliquée par l' α -pinène (1), l' α -humulène (15) et l'E-caryophyllène (13) d'une part, et le trimethyl arsenate (18), l'isocamphane (20) et le N-ethyl-1,3-dithioisoindoline (16) d'autre part.

Le deuxième cercle des corrélations (plan 1x3) présente 66,48% de l'information totale, cependant l'axe 3 ne représente que 17,99% de l'information (Figure 27). Sa partie positive est expliquée par le formate de linalool (10) et le trans- β -ocimène (8), et sa partie négative est expliquée par le limonène (4).

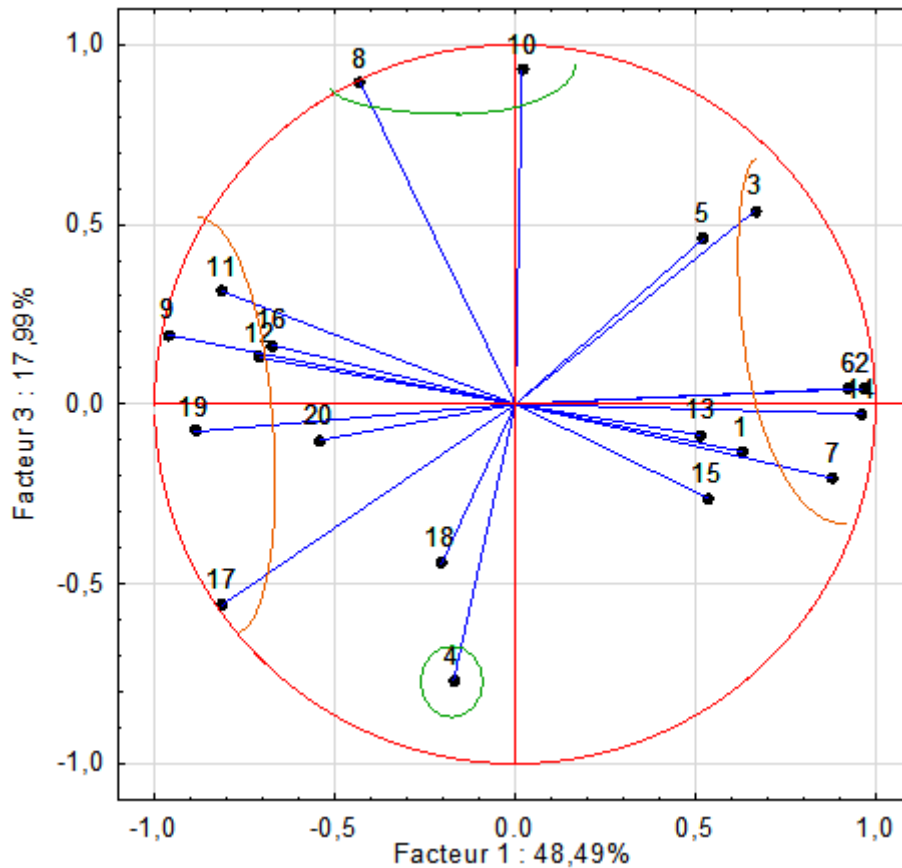


Figure 27 : Cercle des corrélations des composants chimiques sur le plan 1x3.

2.5.2.3 Étude des populations de *M. nivellei*

La projection des populations sur le plan 1x2 montre que les quatre populations de *M. nivellei* sont relativement différentes entre elles. Les populations de Terhenanet et de Mertoutek sont opposées sur l’axe 1 mais très proches sur l’axe 2 (Figure 28).

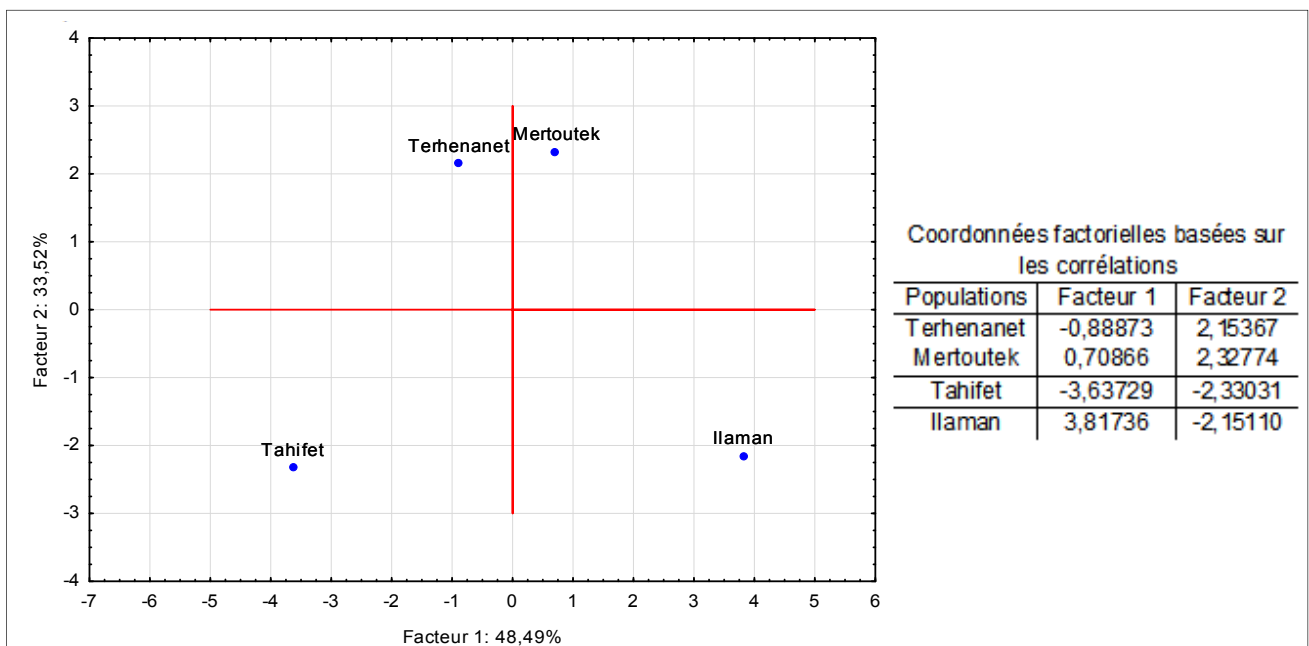


Figure 28 : Projection des populations de *M. nivellei* sur le plan 1x2.

La population d'Illaman est située sur la partie positive de l'axe 1 pour sa richesse en α -pinène, Δ^3 -carène, ortho-cymène, γ -terpinène, terpinolène, E-caryophyllène, γ -elemène, et en α -humulène. La population de Tahifet est située sur la partie négative de l'axe 1 pour sa richesse en α -terpinéol, perilla aldéhyde, formate de géranyle, N-ethyl-1,3-dithioisindoline, 3-methylthiazolo-(3,2-A)pyridinium-8-oxyde, trimethyl arsenate, β -selinène et en isocamphane.

La population de Mertoutek est située sur la partie positive de l'axe 2 pour ses teneurs relativement élevées en 1,8-cinéole, en formate de linalool et en Trans- β -ocimène.

La projection des populations sur le plan 1x3 permet une meilleure séparation des quatre populations (figure 29).

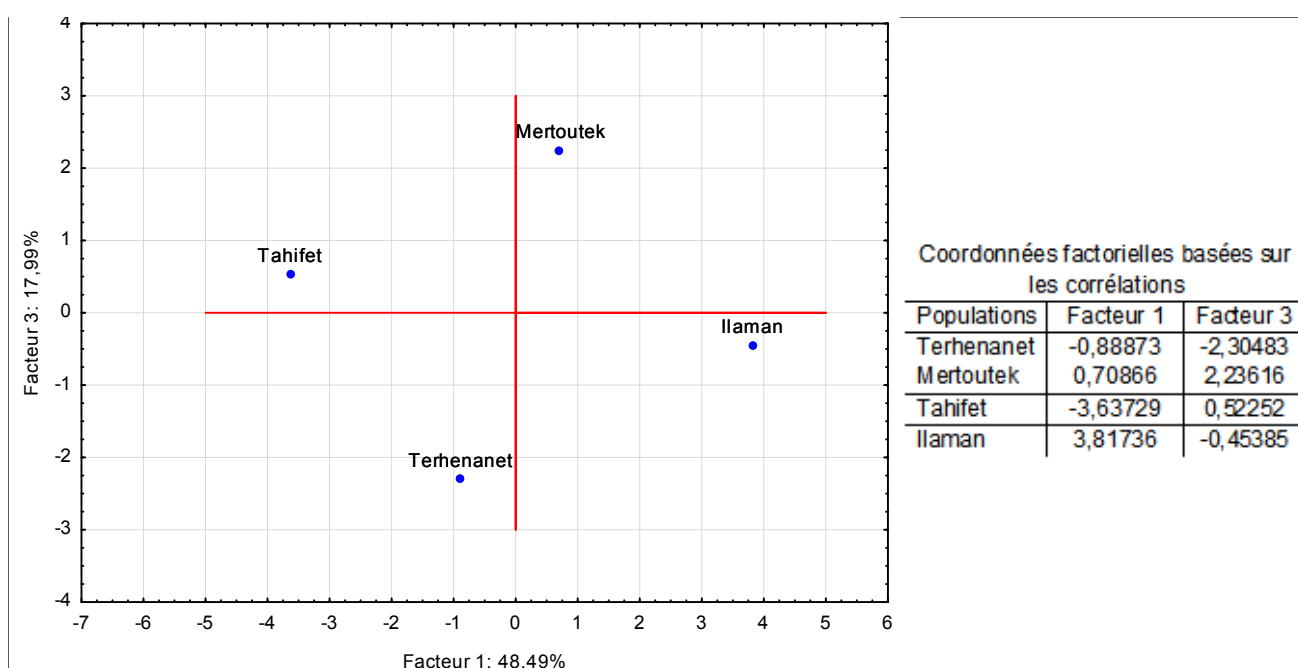


Figure 29 : Projection des populations de *M. nivellei* sur le plan 1x3.

On constate sur la figure 29 que la population Terhenanet se trouve sur la partie négative de l'axe 3 pour sa richesse en limonène.

Une projection spatiale tridimensionnelle des populations de *M. nivellei*, basée sur les 3 axes principaux (Figure 30), permet une observation plus complète des populations en fonction de leurs compositions chimiques.

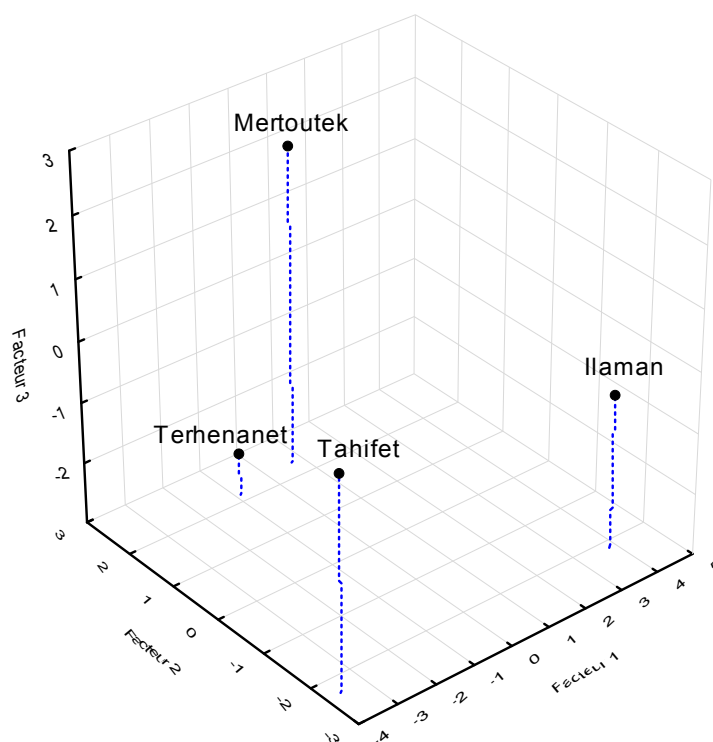


Figure 30 : Projection spatiale tridimensionnelle des populations de *M. nivellei*.

Les populations de Terhenanet et de Mertoutek sont relativement proches sur les axes 1 et 2 par leurs taux d' α -pinène (4,28 et 4,40%), d' α -terpinéol (4,78 et 4,83%) et de formate de géranyle (4,06 et 4,30%) très proches.

Après la mise en évidence des différences de composition chimique entre les populations, une analyse supplémentaire permettra de déterminer les ressemblances qui existent entre elles et d'en déduire les chémotypes de cette espèce.

2.5.2.4 Analyse UPGMA

Cette analyse permet d'apprécier le degré de ressemblance entre les populations selon des distances de *linkage* (Figure 31).

Les huiles essentielles des populations de Terhenanet et d'Ilaman sont relativement proches (Figure 28) par leurs taux de 1,8-cinéole, de perilla aldehyde et de formate de géranyle. Terhenanet se distingue par le taux le plus élevé de limonène (44,9%) et l'absence de formate de linalool et d'ortho-cymène. Ilaman est caractérisée par des taux de limonène (26,63%) et de 1,8-cinéole (28,28%) assez proches, par les taux les plus élevés d' α -pinène (9,89%) et d' α -humulène (4,29%) et possède les taux les plus bas d' α -terpinéol (3,82%) et de perilla aldehyde (4,96%).

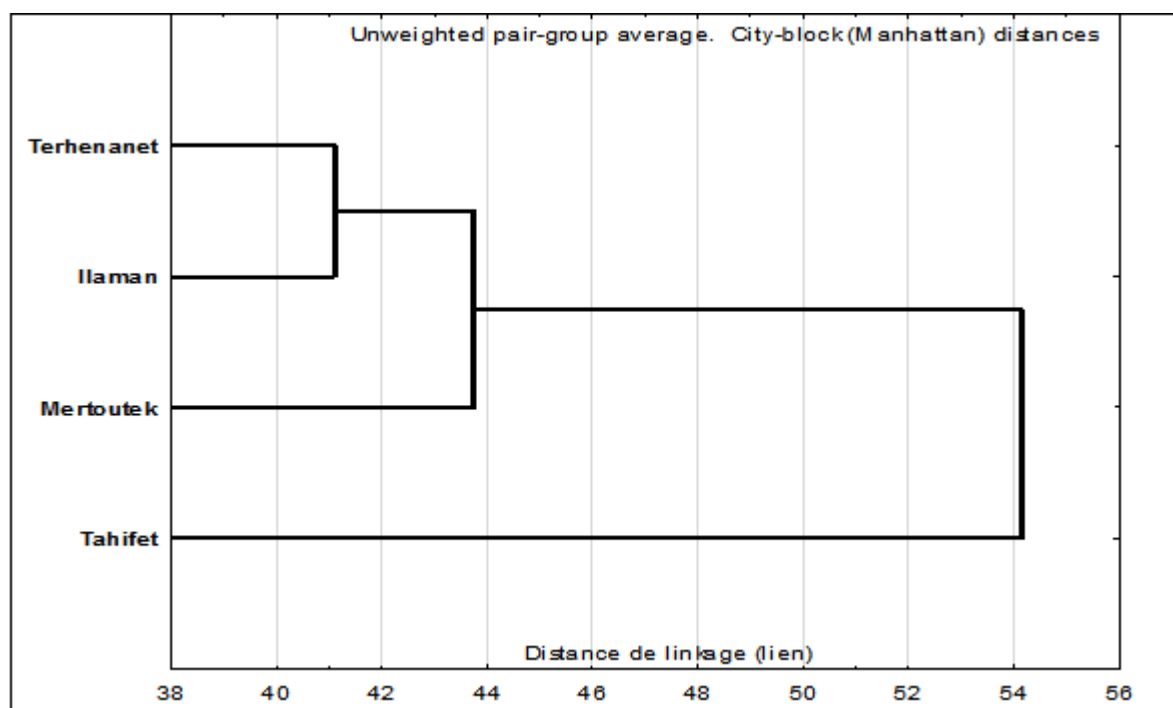


Figure 31 : UPGMA des populations de *M. nivellei*.

L'huile de Mertoutek est riche en 1,8-cinéole (42,98%) et en formate de linalool (2,80%), relativement pauvre en α -pinène (4,28%) et en formate de géranyle (4,06%) et ne contient pas de triméthyl arsenate. L'huile de Tahifet est la plus pauvre en limonène (26,63%) et en 1,8-cinéole (16,84%), mais est la plus riche en perilla aldehyde (12,70%), formate de géranyle (9,10%), α -terpinéol (6,43%), triméthyl arsenate (5,90%), N-ethyl-1,3-dithioisindoline (2,30%), Isocamphane (1,51%), β -selinène (1,33%) et en 3-Methylthiazolo(3,2-A) pyridinium-8-oxyde (1,07%).

2.6 Chémotypes des huiles de *M. nivellei*

La richesse de l'huile de Terhenanet en limonène (44,9%) puis en 1,8-cinéole (27,71%) classe cette huile dans le chémotype : **limonène / 1,8-cinéole**. L'huile de Tahifet est caractérisée par les mêmes composants majoritaires mais avec des taux plus faibles (26,63% ; 16,84%). De plus, la présence de perilla aldehyde à un taux non négligeable (12,7%) mérite d'être signalée, d'où le chémotype : **limonène / 1,8-cinéole / perilla aldehyde**. La population d'Ilaman est caractérisée par le 1,8-cinéole (28,28%) suivi du limonène (26,89%) puis par l' α -pinène (9,89%) : **1,8-cinéole / limonène / α -pinène**. L'huile de la population de Mertoutek se distingue par son taux important de 1,8-cinéole (42,98%) suivi du limonène (28,24%) puis du perilla aldehyde (6,43%), d'où le chémotype : **1,8-cinéole / limonène / perilla aldehyde**.

La composition chimique des huiles essentielles de *M. nivellei* est très peu documentée, seulement deux études ont été publiées à notre connaissance. Celle de Bouzabata et *al.* (2013c) a étudié la composition chimique des huiles essentielles de dix individus, cinq de la région de Djanet

(Tassili N'ajjer) et cinq de la région de Tamanrasset (Hoggar). Ils ont identifié entre 24 et 26 composants avec le 1,8-cinéole toujours majoritaire (33,6 - 50,4%). Le limonène était le deuxième composant majoritaire (17,5 - 25%), puis l'acétate d' α -terpinyle (3,6 - 7,8%), l'acétate de géranyle (3,2 - 5,3%), l' α -terpinéol (3,5 - 5,5%), l' α -pinène (2,9 - 6,3%) et l'acétate de linalyle (1,7 - 4,2%).

Nos résultats révèlent des taux plus faibles de 1,8-cinéole (16,84 - 42,98%) et plus élevés en limonène (26,63 - 44,9%), en α -pinène (4,28 - 9,89%) et ne contiennent aucun acétate.

L'étude de Touaibia et *al.* (2017) présente l'analyse d'un échantillon de la région de Bordj el-Haouas (Tassili N'ajjer) contenant beaucoup de composants chimiques non retrouvés dans nos huiles ni dans celles de Bouzabata et *al.* Ces auteurs ont identifié 32 composés dont le δ -elemene (15,69%), l' α -terpinéol (13,01%), le 1,8-cinéole (12,06%), le citral (11,66%), l'azulène (6,18%), le 1,2-benzenediol (5,36%) et l' α -patcoullène (2,87%). D'après ces résultats, les auteurs ont déduit que cette huile essentielle appartenait au chémotype **δ -elemene / α -terpinéol**.

Les huiles de ces deux études et nos 4 huiles ont été soumises à une analyse UPGMA afin d'évaluer leurs ressemblances ou leurs différences (Figure 32).

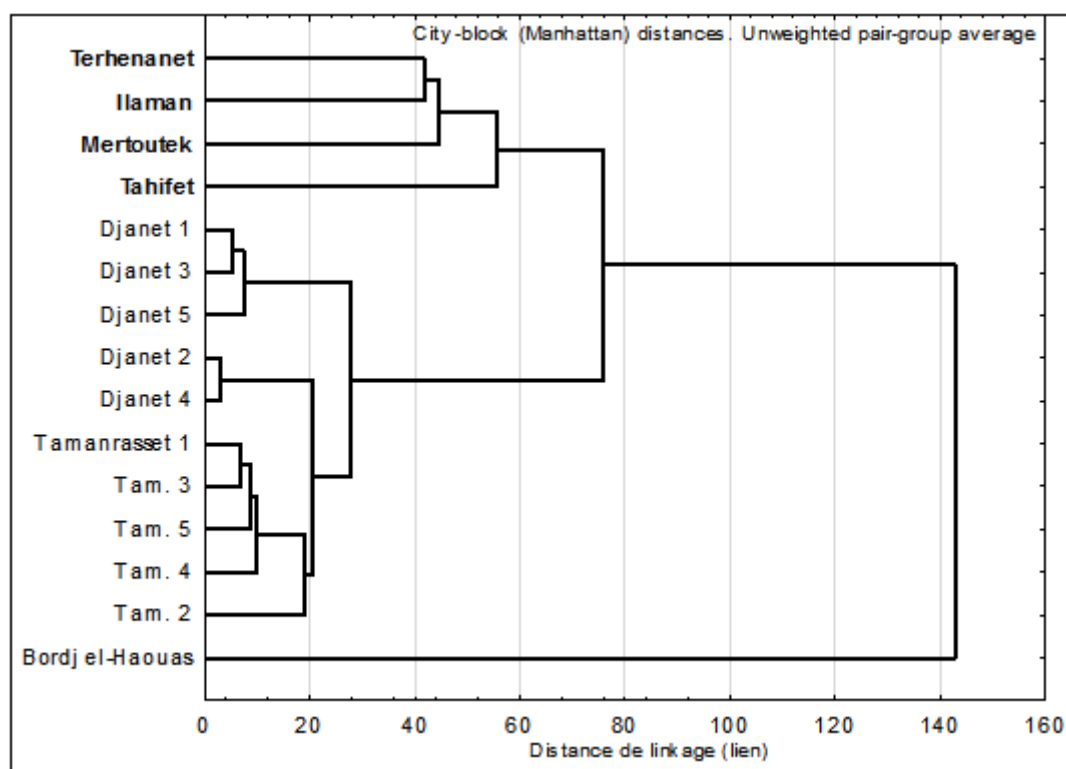


Figure 32 : UPGMA des huiles essentielles de *M. nivellei* d'Algérie.

L'analyse UPGMA montre le caractère unique de l'huile de Bordj el-Haouas qui contient des composants chimiques non retrouvés dans les autres huiles.

Les huiles analysées par Bouzabata et *al.* (2013c) sont issues d'individus d'une même population selon nos critères d'échantillonnage, et il n'est pas étonnant de retrouver des compositions chimiques très proches. Ces recherches confirment cependant qu'il peut exister des différences de composition chimique entre les individus d'une même population.

Les huiles de Djanet 1, 3 et 5 sont caractérisées par le chémotype 1,8-cinéole / limonène / acétate d' α -terpényle, alors que celles de Djanet 2 et 4 sont de chémotype 1,8-cinéole / limonène / α -terpinéol.

De manière générale, on peut déduire que le chémotype dominant chez cette espèce est le 1,8-cinéole / limonène, avec des différences rencontrées au troisième composé majoritaire comme c'est le cas pour les huiles de Tamanrasset.

3 Activités biologiques

3.1 Activité antibactérienne des huiles essentielles de *M. communis*

L'activité antibactérienne des huiles essentielles de *M. communis* a été évaluée sur dix souches bactériennes, par la méthode de diffusion sur disque puis la mesure des diamètres des zones d'inhibition de la croissance bactérienne (Tableau XXII).

Les huiles essentielles de *M. communis* ont généralement exercé un pouvoir antibactérien contre les bactéries testées. Les meilleurs résultats ont été obtenus avec les huiles non diluées, alors que les dilutions 1/3 n'ont généralement pas inhibé la croissance bactérienne. L'HE non diluée de la population de Laouinet a été très efficace contre *S. aureus* RM et inefficace contre *S. marcescens*.

L'huile non diluée de la population de Talaougouni possède la meilleure activité antibactérienne moyenne ($22,5 \pm 6,5$ mm), suivie des huiles d'Elkhemis et de Honaïn. L'huile de Berrihane possède l'activité antibactérienne moyenne la plus faible avec des zones d'inhibition de 11 ± 2 mm.

Salmonella enterica est la bactérie la plus sensible aux huiles non diluées avec une zone d'inhibition moyenne de $24,4 \pm 6,7$ mm. L'huile d'Elkhemis est la plus efficace contre cette bactérie (34,3 mm) et l'huile de Béni Ksila est la moins efficace.

Les souches les plus résistantes aux huiles non diluées sont *E. coli* et *Proteus mirabilis*. Les bactéries Gram⁻ sont généralement moins sensibles aux huiles essentielles de *M. communis* non diluées, avec une moyenne de $15 \pm 2,6$ mm contre une moyenne de $19,9 \pm 4$ mm pour les bactéries Gram⁺.

Tableau XXII : Diamètres des zones d'inhibition des huiles essentielles de *M. communis*.

Populations	Dilutions	Souches bactériennes										Moyenne	Ecart type
		<i>E. coli</i>	<i>S. enterica</i>	<i>K. pneumoniae</i>	<i>S. liquefaciens</i>	<i>S. marcescens</i>	<i>P. mirabilis</i>	<i>E. faecalis</i>	<i>B. cereus</i>	<i>S. aureus</i>	<i>S. aureus RM</i>		
		Diamètres des zones d'inhibition (mm)											
El Kala	1	9,3 ± 1,2	21 ± 3,6	16 ± 5,3	11 ± 1	12 ± 1	8 ± 0	17,7 ± 0,6	19 ± 1,7	13,3 ± 3,1	20 ± 0	14,7	4,6
	1/2	0	8,7 ± 0,6	8 ± 0	0	7 ± 0	7,3 ± 1,5	8,7 ± 0,6	8,7 ± 2,3	11,7 ± 1,5	7 ± 1	6,7	3,8
	1/3	0	7,3 ± 0,6	0	0	0	0	7 ± 0	0	8,3 ± 2,1	0	2,3	3,7
Berrihane	1	8,7 ± 0,6	14 ± 1	10,3 ± 0,6	9 ± 0	9,5 ± 0,5	9 ± 0	10,7 ± 0,6	12,3 ± 0,6	14 ± 1	12 ± 1	11	2
	1/2	7 ± 1	8,7 ± 0,6	7 ± 0	0	7 ± 1	8,7 ± 0,6	7 ± 0	9,3 ± 0,6	7,3 ± 1,2	7,7 ± 0,6	7	2,6
	1/3	0	7 ± 1	0	0	0	0	0	0	0	0	0,7	2,2
Annaba	1	10,3 ± 1,5	18,7 ± 6,1	12 ± 2	10 ± 0	17,3 ± 1,2	9,3 ± 1,2	17,3 ± 3,8	15,7 ± 2,3	20 ± 0	13 ± 1	14,4	3,9
	1/2	7 ± 1	8 ± 1	0	0	0	8,3 ± 0,6	8 ± 0	8,3 ± 0,6	8,7 ± 2,3	7,3 ± 0,6	5,6	3,9
	1/3	0	0	0	0	0	0	0	0	8,7 ± 2,3	0	0,9	2,8
Séraïdi	1	10,3 ± 1,5	21 ± 1	16 ± 1	14,3 ± 1,5	12,7 ± 0,6	8,3 ± 0,6	16,7 ± 0,6	20,3 ± 0,6	13,7 ± 0,6	17,3 ± 0,6	15,1	4,1
	1/2	7 ± 1	10 ± 1	7 ± 0	0	0	12 ± 0	8 ± 0	10 ± 0	7,7 ± 0,6	7,3 ± 0,6	6,9	4
	1/3	0	8,3 ± 1,2	0	0	0	10 ± 0	0	7 ± 0	0	0	2,5	4,1
Oued El-Aneb	1	9 ± 1	25,3 ± 6,4	14,3 ± 1,2	10,7 ± 0,6	10,7 ± 1,5	8 ± 0	22 ± 0	15 ± 0	17,3 ± 0,6	14,7 ± 0,6	14,7	5,6
	1/2	0	11,7 ± 1,5	7 ± 0	0	7 ± 0	7,3 ± 2,3	8,3 ± 0,6	11,3 ± 1,2	8 ± 1	7,7 ± 0,6	6,8	4
	1/3	0	7,3 ± 0,6	0	0	0	0	0	0	8 ± 2	0	1,5	3,2
Laouinet	1	9,3 ± 0,6	21,7 ± 1,5	15,3 ± 0,6	12,3 ± 0,6	8 ± 0	18 ± 0	17,3 ± 1,5	19 ± 2,6	17 ± 0	40 ± 0	17,8	8,9
	1/2	7 ± 1	11,3 ± 0,6	7 ± 0	0	0	0	7 ± 0	10 ± 0	8,3 ± 2,1	7 ± 1	5,8	4,2
	1/3	7 ± 1	7 ± 1	0	0	0	0	0	7,7 ± 1,5	0	0	2,2	3,5
ElKhemis	1	10,7 ± 0,6	34,3 ± 1,5	20,7 ± 2,1	11,3 ± 0,6	13,3 ± 2,1	8 ± 0	33,7 ± 0,6	27,3 ± 5,1	20 ± 0	28 ± 1,7	20,7	9,8
	1/2	0	9,3 ± 1,2	8,3 ± 0,6	0	0	7,3 ± 0,6	9 ± 1	10,3 ± 0,6	10 ± 0	8 ± 0	6,2	4,4
	1/3	0	8,7 ± 1,2	7 ± 1	0	0	0	0	0	7,7 ± 0,5	0	2,3	3,8
Timdiouan	1	9,7 ± 0,6	33 ± 1	20,7 ± 2,1	13 ± 1	10 ± 0	11 ± 1	20,7 ± 5,1	22,7 ± 3,2	16,7 ± 0,6	14 ± 0	17,2	7,3
	1/2	0	12,3 ± 0,6	8,7 ± 0,6	7,5 ± 0,5	7,5 ± 0,5	7 ± 1	9 ± 0	9 ± 1	10 ± 0	7,7 ± 0,6	7,9	3,2
	1/3	0	10 ± 0	7,3 ± 0,6	0	0	0	7 ± 0	7,3 ± 0,6	7,7 ± 0,6	7,3 ± 0,6	4,7	4,1
Taza	1	10,7 ± 1,2	25 ± 4,4	17 ± 0	15,3 ± 1,5	16 ± 1	9,3 ± 0,6	19 ± 3	19 ± 1,7	25,7 ± 1,2	26,7 ± 2,9	18,4	6
	1/2	0	10,7 ± 1,5	7 ± 0	7 ± 0	8 ± 1,7	8,7 ± 1,5	8,3 ± 0,6	9,7 ± 0,6	9,7 ± 3,2	7,7 ± 0,6	7,7	3
	1/3	0	7,3 ± 0,6	0	0	0	0	0	0	8 ± 1,7	0	1,5	3,2
Darguina	1	7,5 ± 0,5	24,3 ± 0,6	20 ± 0	12,7 ± 0,6	12,3 ± 2,5	8,3 ± 0,6	16 ± 1	21 ± 0	22,3 ± 6,8	21,3 ± 1,5	16,6	6,1
	1/2	0	10,7 ± 1,5	9,3 ± 0,6	7 ± 0	7 ± 0	7 ± 1	10 ± 0	10 ± 2	7,3 ± 1,2	8 ± 0	7,6	3
	1/3	0	7,7 ± 0,6	0	0	0	0	0	7 ± 1	0	0	1,5	3,1
Azemour	1	7,3 ± 0,6	32 ± 2	18,3 ± 5	9,3 ± 0,6	8 ± 0	8 ± 0	11 ± 1,7	21 ± 2,6	21,3 ± 1,2	12,7 ± 0,6	14,9	8,1
	1/2	0	10 ± 1	8,7 ± 0,6	0	0	7 ± 0	8 ± 0	10,3 ± 0,6	11,3 ± 1,5	8,7 ± 0,6	6,4	4,6
	1/3	0	9 ± 0	7 ± 0	0	0	0	0	8 ± 0	8,7 ± 2,3	7,3 ± 0,6	4	4,3
Ibourassen	1	8,3 ± 0,6	28 ± 5,3	16 ± 1,7	15 ± 1	14,7 ± 0,6	12 ± 0	22,7 ± 1,2	19,3 ± 0,6	19 ± 1,7	14,3 ± 0,6	16,9	5,6
	1/2	0	10 ± 0	7,7 ± 0,6	7,5 ± 0,5	7,8 ± 1,9	9 ± 0	9 ± 0	10 ± 0	10 ± 0	9 ± 1	8	3
	1/3	0	7,7 ± 0,6	0	0	0	7 ± 0	0	0	7,7 ± 0,6	0	2,2	3,6
Boulimat	1	15,7 ± 1,2	30,3 ± 3,5	22 ± 0	12,3 ± 0,6	16 ± 1	13 ± 0	16,7 ± 2,9	20,3 ± 0,6	27 ± 1	32,7 ± 2,3	20,6	7,2
	1/2	0	10,7 ± 1,5	0	7,7 ± 0,6	7,3 ± 0,6	8 ± 0	8,7 ± 0,6	8,7 ± 2,3	9,3 ± 1,5	7,7 ± 0,6	6,8	3,7
	1/3	0	7,3 ± 0,6	0	0	0	0	0	0	8 ± 1	0	1,5	3,2
Béni Ksila	1	12,7 ± 2,1	11 ± 2,6	11 ± 0	11,7 ± 0,6	13 ± 1,7	10 ± 0	11,7 ± 2,9	14,3 ± 1,2	21,3 ± 7,6	14 ± 1	13,1	3,2
	1/2	7 ± 1	9,3 ± 1,2	7 ± 0	7 ± 0	7,3 ± 0,6	7,7 ± 0,6	8,3 ± 0,6	7,7 ± 1,5	10,3 ± 1,5	8 ± 0	8	1,1
	1/3	0	8 ± 1	0	0	0	0	0	7 ± 1	7,7 ± 1,5	0	2,3	3,7
Issoumatène	1	15 ± 0	21,7 ± 3,5	24 ± 1	19,3 ± 1,2	17,3 ± 0,6	17,3 ± 2,5	21 ± 1	21,3 ± 1,5	22,3 ± 6,8	21 ± 0	20	2,7
	1/2	0	9,7 ± 1,5	7,3 ± 0,6	8 ± 0	8 ± 1	8,7 ± 0,6	8,3 ± 0,6	9 ± 2	10,3 ± 1,5	7,7 ± 0,6	7,7	2,9
	1/3	0	8,7 ± 1,5	0	7 ± 0	0	0	7 ± 0	0	0	0	2,3	3,7
Zemmouri	1	12,3 ± 2,5	17 ± 0	10,7 ± 0,6	13 ± 1	14,3 ± 1,2	12,7 ± 0,6	14,3 ± 1,2	23,3 ± 2,9	26 ± 1	14,7 ± 0,6	15,8	5
	1/2	0	11 ± 1,7	8,7 ± 0,6	0	0	0	8 ± 0	10,3 ± 2,1	10 ± 0	8 ± 0	5,6	4,9
	1/3	0	7 ± 1	0	0	0	0	0	7 ± 0	8 ± 1	0	2,2	3,6
Talaougouni	1	12,3 ± 3,1	31 ± 2,6	23,7 ± 0,6	19 ± 1	20 ± 0	13,7 ± 0,6	27,3 ± 2,5	31,3 ± 4,6	22,6 ± 0,6	23,7 ± 2,9	22,5	6,5
	1/2	0	10,3 ± 2,9	8,3 ± 0,6	7,8 ± 0,3	8 ± 1	7,7 ± 0,6	9 ± 1	12 ± 1,7	9,3 ± 0,3	7,3 ± 0,6	8	3,1
	1/3	0	8 ± 1	0	0	0	0	0	8,3 ± 1,5	7,3 ± 0,3	0	2,4	3,8
Hammam Melouan	1	13,3 ± 1,5	22,3 ± 2,5	16,3 ± 1,2	15 ± 0	13 ± 1	13,7 ± 1,2	17 ± 0	15,7 ± 5,1	23,3 ± 1,2	22 ± 0	17,2	3,9
	1/2	0	9,3 ± 1,2	7 ± 0	0	7 ± 0	7,3 ± 1,2	8 ± 0	9 ± 1,7	9,7 ± 3,2	8,3 ± 0,6	6,6	3,6
	1/3	0	7,3 ± 1,2	0	0	0	0	0	0	8,7 ± 0,6	0	1,6	3,4
Honain	1	12,7 ± 1,2	32,7 ± 1,2	19,3 ± 1,2	16,7 ± 1,5	15 ± 0	13 ± 0	21,3 ± 1,2	25,7 ± 3,8	27,3 ± 2,5	23 ± 0	20,7	6,6
	1/2	7 ± 1	10 ± 1,7	0	7,7 ± 0,6	0	8,3 ± 2,1	8,7 ± 0,6	8,3 ± 2,5	9,7 ± 2,1	7,3 ± 0,6	6,7	3,7
	1/3	7 ± 1	7,3 ± 0,6	0	0	0	0	0	0	7,7 ± 1,2	0	2,2	3,5
Gentamicine 30µg		21	26	27	0	22	27	22	27	30	25	22,7	8,5
Imipenème 10 µg		26	20	0	12	14	19	18	23	34	34	20	10,2
Céfotaxime 30 µg		32	17	0	0	9	29	12	8	18	14	13,9	10,7
Colistine 10 µg		15	11	0	10	9	11	8	10	8	0	8,2	4,8

3.1.1 Analyse statistique par ANOVA

Les résultats ont été soumis à une analyse de la variance (ANOVA) à trois voies. Les facteurs (populations, doses et espèces bactériennes) et leurs interactions sont hautement significatifs avec des valeurs de $P < 0,001$ (Tableau XXIII).

Tableau XXIII : Principaux effets et interactions des huiles essentielles de *M. communis*.

Source	df	F	P
Effets principaux			
Populations	18	25,17	0,0000 ***
Dilutions	6	10494,62	0,0000 ***
Bactéries	9	2402,93	0,0000 ***
Interactions			
Populations x Dilutions	108	15,164	0,0000 ***
Populations x Bactéries	162	4,98	0,0000 ***
Dilutions x Bactéries	54	962,17	0,0000 ***
Populations x Dilutions x Bactéries	972	3,66	0,0000 ***

Remarque : Très hautement significatif ($P < 0,001$)

Les HEs de *M. communis* non diluées ont une efficacité modérée avec une moyenne de 16,85 mm, comparativement à la Gentamicine qui a été la plus efficace contre l'ensemble des bactéries, avec des zones d'inhibition en moyenne de 22,1 mm, suivie par l'Imipénème (18,32 mm). En revanche, les huiles non diluées ont une meilleure activité antibactérienne que la Cefotaxime et la Colistine (Tableau XXIV). La dilution 1/2 des huiles a été généralement plus efficace que la colistine, avec une moyenne de 7,4 mm.

Tableau XXIV : Effets des dilutions d'huiles sur la zone inhibitrice des bactéries testées.

Rang	Dilutions	Moyenne de la zone d'inhibition (mm)	n	Groupes significatifs
1	Gentamicine 30 µg	22,10	630	a
2	Imipénème 10 µg	18,32	630	b
3	Huiles non diluées	16,85	630	c
4	Cefotaxime 30 µg	12,93	630	d
5	Huiles diluées à 1/2	7,40	630	e
6	Colistine 10 µg	6,28	630	f
7	Huiles diluées à 1/3	3,43	630	g

Note : LSD 0,05 = 0,189

L'huile essentielle de la population de Talaougouni a été la plus efficace avec des zones d'inhibition de 13,57 mm en moyenne (Tableau XXV). L'huile de Berrihane est la moins active contre l'ensemble des bactéries testées.

Tableau XXV : Efficacité des huiles essentielles de *M. communis* contre les bactéries testées.

Rang	Populations	Moyenne de la zone d'inhibition (mm)	n	Groupes significatifs
1	Talaougouni	13,57	210	a
2	Elkhemis	13,26	210	b
3	Isoumatène	13,20	210	b c
4	Boulimat	13,10	210	b c
5	Timdiouan	13,02	210	b c
6	Honaïn	12,93	210	c d
7	Taza	12,63	210	d e
8	Ibourassen	12,59	210	e
9	Hamam Melouan	12,51	210	e f
10	Darguina	12,43	210	e f
11	Laouinet	12,41	210	e f
12	Zemmouri	12,36	210	e f g
13	Azemour	12,33	210	e f g
14	Seraïdi	12,23	210	f g h
15	Oued El-Aneb	12,05	210	g h i
16	Béni Ksila	12,00	210	h i
17	El-Kala	11,89	210	i
18	Annaba	11,79	210	i
19	Berrihane	11,42	210	j

Note : LSD 0,05 = 0,311

3.1.2 Sensibilité des bactéries aux huiles essentielles de *M. communis*

L'analyse statistique révèle que les bactéries testées sont modérément sensibles aux HES de *M. communis* (Tableau XXVI). *S. aureus* est la plus sensible aux huiles essentielles, avec une zone d'inhibition moyenne de 17,85 mm, suivie par *Salmonella enterica*. *Klebsiella pneumoniae* et *S. liquefaciens* sont les deux bactéries les plus résistantes aux huiles.

Tableau XXVI : Groupes de sensibilité des bactéries testées aux huiles essentielles de *M. communis*.

Rang	Espèces bactériennes	Moyenne	n	Groupes significatifs	S*
1	<i>Staphylococcus aureus</i>	17,85	399	a	++
2	<i>Salmonella enterica</i>	15,93	399	b	++
3	<i>Proteus mirabilis</i>	15,70	399	c	++
4	<i>E. coli</i>	15,69	399	c	++
5	<i>SARM</i>	14,69	399	d	+
6	<i>Enterica faecalis</i>	11,19	399	e	+
7	<i>Serratia marcescens</i>	10,82	399	f	+
8	<i>Bacillus cereus</i>	9,49	399	g	+
9	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	7,43	399	h	-
10	<i>Serratia liquefaciens</i>	6,33	399	i	-

Note : *S = Sensibilité (+++ extrêmement sensible ; ++ très sensible ; + sensible ; - non sensible)

LSD 0,05 = 0,226

Les bactéries *S. aureus*, *S. enterica*, *P. mirabilis* et *E. coli* sont très sensibles aux HEs testées, alors que les bactéries *Klebsiella pneumoniae* et *Serratia liquefaciens* sont non sensibles (-).

3.1.3 Désirabilité des huiles essentielles de *M. communis*

Les résultats sont soumis à un test de désirabilité, une valeur variant de 0 à 1 représente le degré de satisfaction en fonction de l'objectif idéal à atteindre. Plus l'indice de satisfaction est proche de 1 et plus les résultats sont considérés satisfaisants.

Le profil de désirabilité des HEs de *M. communis* contre les bactéries testées a une valeur de prédiction de 0,823 (Figure 33). L'ensemble des HEs avaient des valeurs proches de cette valeur. On peut dire que les huiles essentielles de *M. communis* sont dignes d'intérêt (désirable).

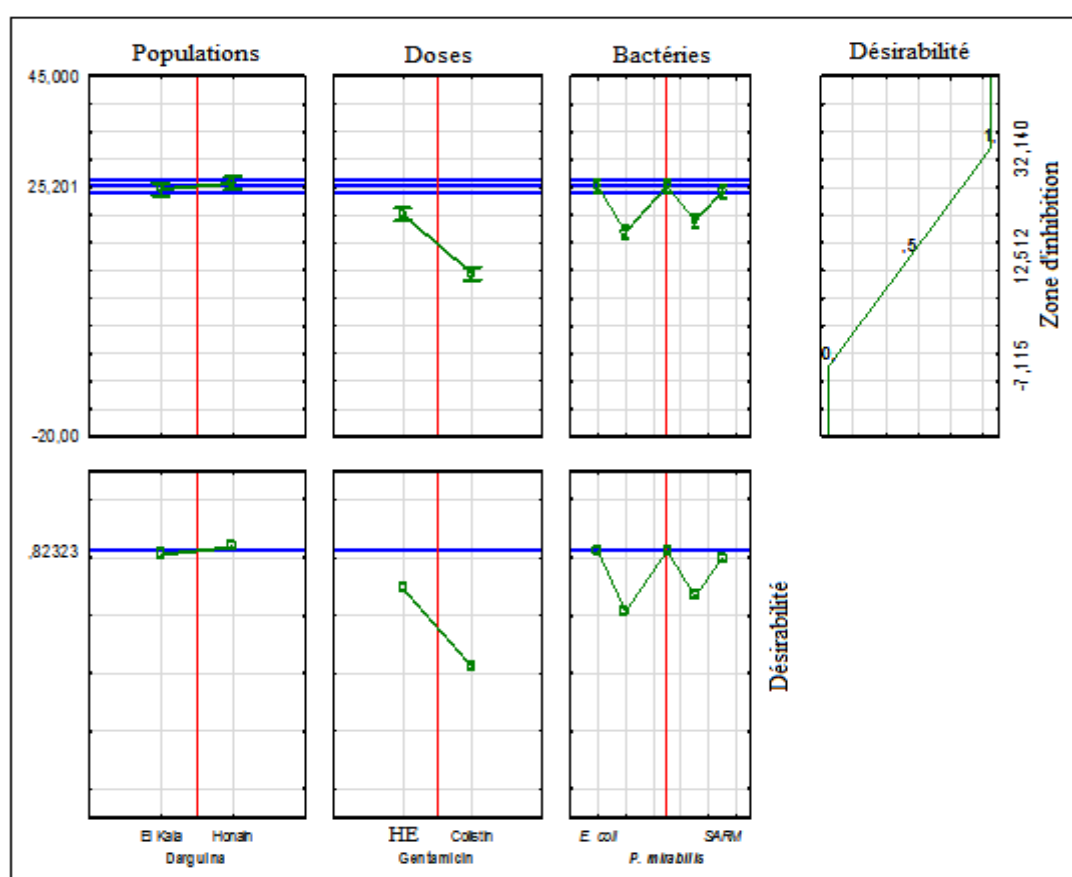


Figure 33 : Profils des valeurs prédites et de la désirabilité.

Les résultats des tests antibactériens ont montré que les bactéries Gram⁺ sont généralement plus sensibles aux huiles essentielles de *M. communis* que les bactéries Gram⁻, ceci confirme ce qu'a rapporté Amensour *et al.* (2010), Taheri *et al.* (2013), Zomorodian *et al.* (2013), Ben Hsouna *et al.* (2014) et Erdogan Eliuz *et al.* (2017). Cette résistance est probablement due au fait que les bactéries Gram⁻ ont une paroi associée à une membrane complexe externe, qui ralentit le passage des huiles essentielles hydrophobes (Mann *et al.*, 2000 ; Tassou *et al.*, 1995).

Staphylococcus aureus était la bactérie la plus sensible aux huiles essentielles de *M. communis* (17,85 mm), comme cela a été rapporté par de nombreux auteurs (Yadegarina et al., 2006 ; Salvagnini et al., 2008 ; Akin et al., 2010 ; Ben Hsouna et al., 2014 ; Erdogan Eliuz et al., 2017 ; Fadil et al., 2017). Cette bactérie à Gram⁺, ubiquitaire et commensale de l'homme (peau et muqueuse nasale) peut se révéler pathogène opportuniste dans certaines conditions. Elle est responsable d'infections nosocomiales, d'intoxications alimentaires et sa résistance aux antibiotiques est parfois un sérieux problème pour le traitement des patients (Couderc et al., 2015).

Certains auteurs ont plutôt évoqué une résistance de cette bactérie aux HEs de *M. communis* (Rasooli et al., 2002 ; Aboutabl et al., 2011 et Belmimoun et al., 2016).

Escherichia coli est un bacille aérobie Gram⁻ qui se trouve dans le tube digestif de l'être humain et des animaux à sang chaud. La majorité des souches d'*E. coli* sont inoffensives mais quelques-unes sont pathogènes (Gomes et al., 2016). Elle a été sensible aux huiles de *M. communis*, conformément à ce que plusieurs auteurs ont signalé (Rasooli et al., 2002 ; Sadiki et al., 2004 ; Pirbalouti et al., 2014 ; Ben Hsouna et al., 2014 et Fadil et al., 2017). Cependant, d'autres auteurs signalent une activité très faible ou nulle contre *E. coli* (Gonuz et Dulger, 2004 ; Salvagnini et al., 2008 ; Aboutabl et al., 2011 ; Belmimoun et al., 2016 et Erdogan Eliuz et al., 2017). Yadegarina et al. (2006) et Akin et al. (2010) rapportent une efficacité moyenne contre *E. coli* mais meilleure que contre *S. aureus*.

Barhouchi et al. (2016) ont testé une huile essentielle de *M. communis* de la région d'Annaba sur plusieurs bactéries. Cette huile avait une composition chimique proche de celle de la population de Laouinet. Nos résultats confirment les résultats de Barhouchi et al. (2016) selon lesquels l'huile essentielle non diluée possède une meilleure activité antibactérienne que les huiles diluées, quelle que soit la souche bactérienne. Leurs résultats montrent une forte activité antibactérienne contre *E. coli* avec une zone d'inhibition de 25 mm, alors que cette bactérie se révéla modérément sensible à nos huiles (10,8 ± 2,4 mm). Fadil et al. (2017) ont évalué l'activité antibactérienne de cinq chémotypes de *M. communis* du Maroc sur plusieurs bactéries, et ont signalé des différences d'activité antibactérienne non négligeables selon la composition de l'huile.

La souche bactérienne *Klebsiella pneumoniae* est un bacille immobile aéro-anaérobie à Gram⁻, qui fait partie de la flore intestinale et peut être responsable d'infections urinaires et respiratoires (Thaden et al., 2017). Elle a été généralement peu sensible aux huiles testées, les mêmes constatations ont été faites par plusieurs auteurs (Rasooli et al., 2002 ; Barhouchi et al., 2016 et Erdogan Eliuz et al., 2017). Le meilleur résultat obtenu lors de cette étude sur *Klebsiella pneumoniae* est de 24 mm pour l'huile non diluée de la population d'Issoumatène. Pirbalouti et al. (2014) ont reporté des Z.I. de 20 à 35 mm de diamètre pour des HEs de myrte d'Iran riches en α -pinène et en

1,8-cinéole alors que Rasooli et *al.* (2002) ont signalé une faible sensibilité. Ben Hsouna et *al.* (2014) ont reporté une activité modérée contre cette bactérie.

Serratia marcescens est une bactérie à Gram⁻ qui provoque souvent des infections nosocomiales. Elle se trouve habituellement dans le tractus urinaire et les voies respiratoires. En médecine vétérinaire, elle est un agent de mammites chez la vache laitière (Thaden et *al.*, 2017).

S. marcescens s'est montré moyennement sensible aux huiles, ce qui rejoint les résultats de Salvagnini et *al.* (2008) et de Barhouchi et *al.* (2016).

Proteus mirabilis s'est montrée sensible aux huiles, ce qui confirme les constatations de Barhouchi et *al.* (2016). Ce bacille aérobie à Gram⁻ très mobile, est impliqué dans l'apparition d'infections urinaires. Il se trouve habituellement dans l'eau et les sols mais aussi dans l'intestin, le tractus urinaire et les reins de l'être humain et est responsable d'infections nosocomiales (Jacobsen et *al.*, 2008).

Erdogan Eliuz et *al.* (2017) rapportent une sensibilité moyenne d'*Enterica faecalis* aux huiles essentielles de *M. communis*, ce qui est confirmé par notre étude. Rasooli et *al.* (2002) n'ont relevé aucune activité contre cette bactérie alors que Ben Hsouna et *al.* (2014) ont relevé une activité importante. Cette bactérie à Gram⁺, anaérobie facultative, se trouve dans le tube digestif humain et celui d'autres mammifères. Elle cause des infections mortelles chez l'homme, particulièrement dans les environnements hospitaliers. Elle possède un haut niveau de résistance naturelle aux antibiotiques (Ruiz-Garbajosa et *al.*, 2006).

La bactérie *Bacillus cereus* a été sensible aux huiles essentielles non diluées, ce qui confirme les résultats de Ben Hsouna et *al.* (2014). Cette bactérie à Gram⁺ ubiquitaire dans les sols est fréquemment responsable d'intoxication alimentaire bénigne (Kotiranta et *al.*, 2000).

L' α -pinène et le 1,8-cinéole ont été signalés comme participant à l'effet antimicrobien des huiles essentielles contre *E. coli* et *S. aureus* (Cox et *al.*, 2001). D'après de nombreuses études, les monoterpènes oxygénés possèdent généralement une activité antibactérienne (Hendry et *al.*, 2009 ; Randrianarivelo et *al.*, 2009 ; Silva et *al.*, 2012 ; Ebrahimabadi et *al.*, 2016 et Eduardo et *al.*, 2017). Oyedemi et *al.* (2009) soutiennent que l'eugénol, l' α -terpinéol et l' α -terpinène ont un effet bactéricide contre les bactéries à Gram⁺ et à Gram⁻, en perturbant leurs systèmes membranaires.

3.2 Activité antibactérienne des huiles essentielles de *M. nivellei*

L'activité antibactérienne des HES de *M. nivellei* a été évaluée sur dix souches bactériennes par la méthode de diffusion sur disque. Les moyennes des diamètres des zones d'inhibition de croissance bactérienne sont présentées dans le tableau XXVII. La gentamicine est utilisée comme témoin positif et le DMSO comme témoin négatif.

Tableau XXVII : Diamètres des zones d'inhibition des huiles essentielles de *M. nivellei*.

Bactéries Populations	Dilutions	<i>E. coli</i>	<i>S. enterica</i>	<i>K. pneumoniae</i>	<i>S. liquefaciens</i>	<i>S. marcescens</i>	<i>P. mirabilis</i>	<i>E. faecalis</i>	<i>B. cereus</i>	<i>S. aureus</i>	SARM	Moyenne	Ecart type
		Diamètres des zones d'inhibition (mm)											
Terhenanet	1	11,3 ± 0,6	25,7 ± 3,2	18,3 ± 1,5	14,7 ± 0,6	15,0 ± 1	14,0 ± 1	20,3 ± 1,5	22,3 ± 3,5	34 ± 2	29,3 ± 4,9	20,49	7,34
	1/2	7,3 ± 1,5	9,7 ± 2,1	7,0 ± 0	8,0 ± 0	7,3 ± 0,6	7,3 ± 0,6	8,0 ± 0	8,7 ± 1,2	8,3 ± 1,5	8,0 ± 0	7,96	0,81
	1/3	0	7,7 ± 0,6	0	0	0	7,0 ± 0	0	0	8 ± 0	0	2,27	3,66
Mertoutek	1	9,7 ± 0,6	17,3 ± 2,3	14,3 ± 0,6	11,7 ± 0,6	14,3 ± 0,6	12,0 ± 0	12,0 ± 0	16,3 ± 0,6	35,7 ± 1,5	19,3 ± 1,2	16,26	7,42
	1/2	7,0 ± 1	10,7 ± 1,2	8,3 ± 0,6	8,0 ± 0	7,3 ± 0,6	9,0 ± 1,7	8,3 ± 0,6	10,0 ± 0	10 ± 1,7	9,0 ± 0	8,76	1,21
	1/3	0	8,0 ± 0	7,0 ± 1	0	0	0	7,0 ± 0	8,0 ± 0	8,7 ± 1,2	8,0 ± 0	4,67	4,05
Tahifet	1	7,3 ± 0,6	14,7 ± 0,6	13,7 ± 0,6	9,0 ± 0	10,0 ± 0	8,0 ± 0	12,0 ± 1	13,0 ± 0	50 ± 0	12,3 ± 0,6	15	12,54
	1/2	0	10,0 ± 0	8,3 ± 0,6	0	0	7,0 ± 0	8,7 ± 0,6	10,0 ± 0	12,3 ± 4,5	8,3 ± 0,6	6,46	4,67
	1/3	0	8,3 ± 0,6	7,0 ± 0	0	0	0	0	8,0 ± 0	9,3 ± 2,3	7,3 ± 1,2	3,99	4,25
Ilaman	1	9,3 ± 0,6	19,0 ± 1	21,0 ± 1,7	10,3 ± 0,6	13,7 ± 1,2	9,0 ± 0	18,0 ± 2	19,3 ± 3,2	28 ± 6	22,7 ± 3,2	17,03	6,31
	1/2	0	9,0 ± 0	7,7 ± 0,6	0	0	7,0 ± 0	8,7 ± 0,6	9,0 ± 1	8 ± 1	8,0 ± 1	5,74	4
	1/3	0	7,3 ± 0,6	7,0 ± 0	0	0	0	0	7,0 ± 0	8 ± 1	7,3 ± 0,6	3,66	3,86
Gentamicine 30 µg		21	26	27	0	22	27	22	27	30	25	22,7	8,46

Ces huiles essentielles ont exercé une activité antibactérienne variable selon les bactéries. L'huile essentielle non diluée de la population de Tahifet a montré la meilleure activité antibactérienne contre *S. aureus* (50 mm) et la moins bonne contre *S. marcescens* (7,3 mm). L'huile non diluée de Terhenanet possède la meilleure activité antibactérienne moyenne ($20,49 \pm 7,34$ mm), suivie des huiles d'Illaman et de Mertoutek. L'huile de Tahifet est celle qui possède l'activité antibactérienne la plus faible ($15 \pm 12,54$ mm) (Tableau XXVII).

3.2.1 Analyse statistique par ANOVA

Les résultats ont été soumis à une analyse de variance à trois voies. Les trois facteurs et leurs interactions sont hautement significatifs avec des valeurs de P inférieures à 0,001 (Tableau XXVIII).

Tableau XXVIII : Principaux effets et interactions des huiles essentielles de *M. nivellei*.

Source	df	F	P
Effets principaux			
Populations	3	27,229	0,0000***
Bactéries	9	355,506	0,0000***
Dilutions	3	3036,642	0,0000***
Interactions			
Populations x Bactéries	27	9,724	0,0000***
Populations x Dilutions	9	16,42	0,0000***
Dilutions x Bactéries	27	88,903	0,0000***
Populations x Dilutions x Bactéries	81	6,398	0,0000***

Remarque : Très hautement significatif ($P < 0,001$)

Les huiles essentielles de *M. nivellei* non diluées ont une activité antibactérienne modérée contre les bactéries testées, avec une moyenne de 17,2 mm (Tableau XXIX). La Gentamicine a été plus efficace avec des zones d'inhibition de 22,7 mm en moyenne. L'activité antibactérienne baisse fortement avec les dilutions.

Tableau XXIX : Effets des dilutions d'H.E de *M. nivellei* sur les zones inhibitrices des bactéries.

Rang	Dilutions	Moyenne de la zone d'inhibition (mm)	n	Groupes significatifs
1	Gentamicine 30 μ g	22,7	120	a
2	Huiles non diluées	17,2	120	b
3	Huiles diluées à 1/2	7,35	120	c
4	Huiles diluées à 1/3	4,48	120	d

Remarque : LSD 0,05 = 0,42843320792

L'huile essentielle de la population de Terhenanet a été généralement la plus efficace avec des zones d'inhibition de 13,84 mm en moyenne (Tableau XXX). L'huile de Tahifet a été généralement la moins active contre les bactéries testées.

Tableau XXX : Efficacité des huiles essentielles de *M. nivellei* contre les bactéries testées.

Rang	Populations	Moyenne de la zone d'inhibition (mm)	n	Groupes significatifs
1	Terhenanet	13,84	120	a
2	Mertoutek	13,28	120	b
3	Ilaman	12,62	120	c
4	Tahifet	11,99	120	d

3.2.2 Sensibilité des bactéries aux huiles essentielles de *M. nivellei*

L'ANOVA révèle que les bactéries testées ont des sensibilités différentes aux huiles essentielles de *M. nivellei* (Tableau XXXI). *S. aureus* est extrêmement sensible aux huiles testées avec une zone d'inhibition moyenne de 21,27 mm. Les trois bactéries suivantes (*S. enterica*, *B. cereus* et SARM) sont très sensibles aux huiles testées avec des Z.I. moyennes supérieures à 15 mm. *Serratia liquefaciens* est la bactérie la plus résistante.

Tableau XXXI : Sensibilité des bactéries testées aux huiles essentielles de *M. nivellei*.

Rang	Espèces bactériennes	Moyenne de Z.I.	n	Groupes significatifs	S*
1	<i>Staphylococcus aureus</i>	21,27	48	a	+++
2	<i>Salmonella enterica</i>	15,71	48	b	++
3	<i>Bacillus cereus</i>	15,27	48	b c	++
4	SARM	15,02	48	c	++
5	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	14,25	48	d	+
6	<i>Enterica faecalis</i>	12,64	48	e	+
7	<i>Proteus mirabilis</i>	11,77	48	f	+
8	<i>Serratia marcescens</i>	10,16	48	g	+
9	<i>E. coli</i>	9,11	48	h	+
10	<i>Serratia liquefaciens</i>	4,14	48	i	-

Note : *S = Sensibilité (+++ extrêmement sensible ; ++ très sensible ; + sensible ; - non sensible)

LSD 0,05 = 0,67741238115

3.2.3 Désirabilité des huiles essentielles de *M. nivellei*

Le profil de désirabilité des huiles essentielles de *M. nivellei* contre les bactéries testées avait une valeur de prédiction de 0,22956 (Figure 34). Les populations de Terhenanet, Mertoutek et Ilaman sont les plus représentatives avec des activités antibactériennes supérieures aux valeurs attendues. Les huiles non diluées (D1) et diluées à 1/2 (D2) ont des activités antibactériennes satisfaisantes, avec des résultats au-dessus de la valeur de prédiction. La Gentamicine a atteint les meilleurs résultats. La majorité des bactéries testées ont été sensibles jusqu'à extrêmement sensibles aux huiles testées. Le test de désirabilité montre que l'huile essentielle de *M. nivellei* est digne d'intérêt (désirable).

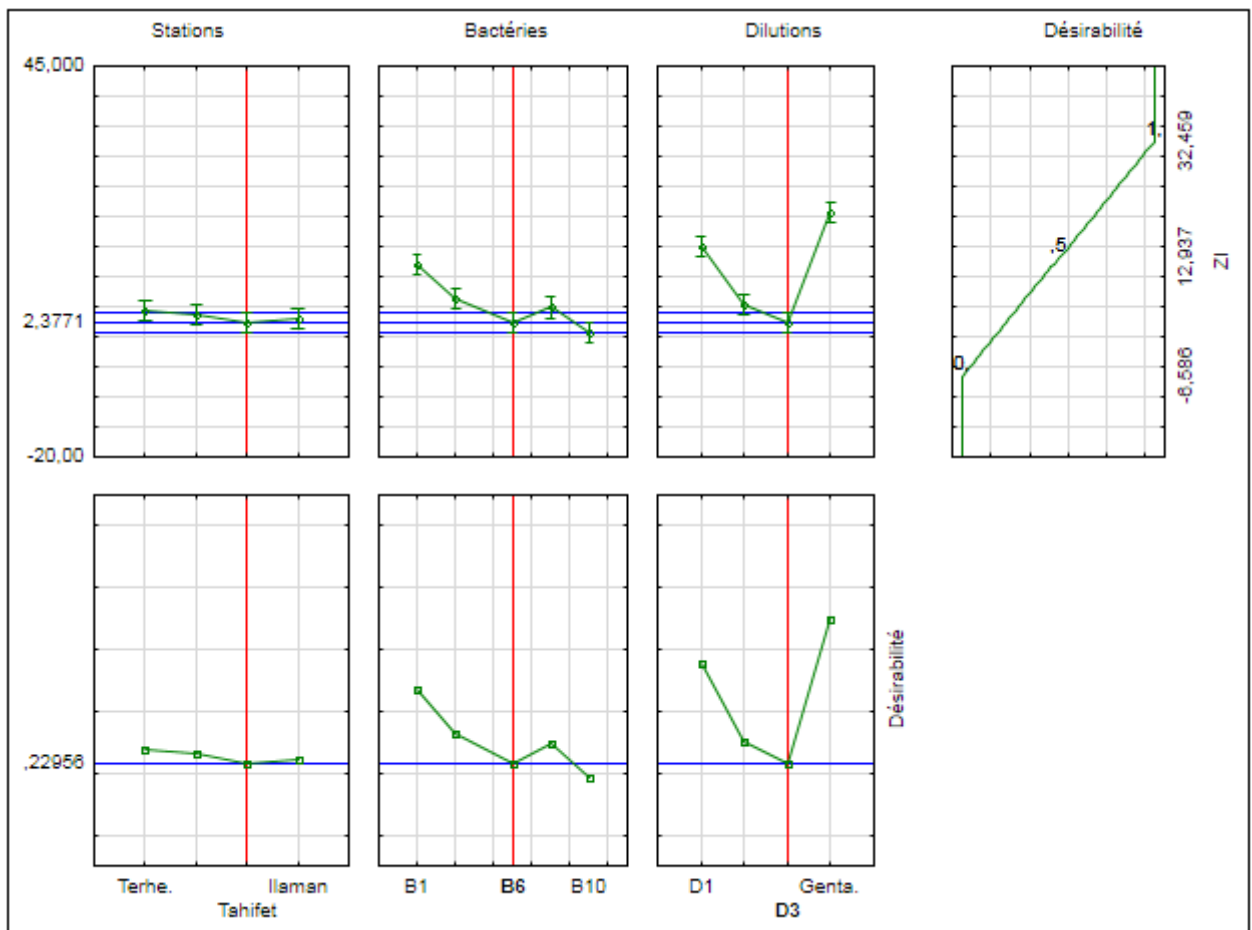


Figure 34 : Profils des valeurs prédites et désirabilité de l'activité antibactérienne des HEs de *M. nivellei*.

Les résultats de cette étude d'activité antibactérienne sont en conformité avec les travaux de Touaibia et al. (2017) concernant *Staphylococcus aureus*, *Bacillus cereus*, *Klebsiella pneumoniae* et *Proteus mirabilis*. *S. aureus* s'est montré très sensible à l'huile essentielle de *M. nivellei* de Touaibia et al. (20,67 mm) et aux nôtres (19,39 mm). Alors qu'*E. coli* et *Enterococcus faecalis* se sont révélées plus sensible à l'huile de Touaibia et al. (2017).

3.3 Activité anti-radicalaire des HEs de *M. communis*

L'activité anti-radicalaire des huiles essentielles de *M. communis* a été évaluée par le test de piégeage du radical DPPH, *in vitro* (Tableau XXXII).

Tableau XXXII : Pourcentage d'inhibition du DPPH par les huiles essentielles de *M. communis*.

Dilutions	1/2	1/4	1/8	1/16	1/32	1/64
Concentration d'HE	14,2 mg/ml	7,1 mg/ml	3,55 mg/ml	1,78 mg/ml	0,9 mg/ml	0,45 mg/ml
Populations	Inhibition du DPPH (%)					
El Kala	65,99 ± 1,90	45,11 ± 0,48	30,15 ± 0,27	21,52 ± 0,63	14,55 ± 0,12	10,15 ± 0,30
Berrihane	86,90 ± 8,99	68,45 ± 5,15	44,87 ± 3,84	28,20 ± 0,52	17,06 ± 2,70	9,70 ± 0,54
Annaba	35,23 ± 2,38	22,61 ± 1,78	13,71 ± 1,23	9,54 ± 0,10	6,73 ± 0,12	4,91 ± 0,29
Seraïdi	73,94 ± 1,28	48,63 ± 0,55	29,04 ± 0,25	17,30 ± 0,27	11,67 ± 1,48	6,91 ± 0,32
Oued El-Aneb	38,34 ± 0,71	19,59 ± 7,31	16,16 ± 0,67	9,85 ± 0,25	6,72 ± 0,12	7,63 ± 0,15
Laouinet	82,40 ± 5,94	69,38 ± 3,23	56,32 ± 4,93	42,08 ± 2,15	29,95 ± 1,96	18,83 ± 1,98
Elkhemis	85,01 ± 1,05	55,77 ± 1,08	33,40 ± 0,61	20,22 ± 0,27	12,17 ± 0,44	7,81 ± 0,50
Timdiouan	71,80 ± 4,98	54,40 ± 4,13	51,48 ± 12,36	41,95 ± 7,62	30,16 ± 7,91	16,84 ± 6,44
Taza	96,31 ± 0,43	89,05 ± 0,75	79,95 ± 1,89	62,77 ± 2,89	44,81 ± 5,19	25,24 ± 1,55
Darguina	93,57 ± 0,86	90,66 ± 0,47	71,37 ± 0,35	46,63 ± 0,46	29,61 ± 0,42	17,39 ± 0,64
Azemour	93,49 ± 0,15	81,29 ± 1,22	52,58 ± 0,41	33,13 ± 0,23	19,92 ± 0,36	12,11 ± 0,90
Ibourassen	62,17 ± 4,42	41,55 ± 0,47	28,50 ± 11,96	16,57 ± 0,51	12,14 ± 1,38	6,90 ± 0,20
Boulimat	53,99 ± 0,92	43,68 ± 1,07	30,16 ± 1,07	20,66 ± 0,38	14,27 ± 1,71	9,13 ± 0,77
Beni Ksila	76,01 ± 1,42	58,40 ± 2,43	44,25 ± 1,57	32,16 ± 1,53	22,75 ± 0,86	13,94 ± 0,51
Isoumatène	82,15 ± 0,77	66,06 ± 0,68	51,08 ± 1,56	39,76 ± 1,79	27,08 ± 2,20	16,26 ± 1,14
Zemmouri	94,79 ± 0,15	94,42 ± 0,20	93,44 ± 0,50	87,56 ± 0,56	57,40 ± 0,80	32,93 ± 0,72
Talaougouni	43,55 ± 1,44	28,16 ± 0,38	17,36 ± 0,47	11,47 ± 0,20	7,31 ± 0,54	4,43 ± 0,56
H. Melouan	88,51 ± 4,19	85,28 ± 0,46	72,61 ± 2,02	56,08 ± 0,81	42,64 ± 0,44	29,94 ± 0,50
Honaïn	94,96 ± 1,37	94,96 ± 0,54	66,01 ± 14,44	45,55 ± 1,96	19,64 ± 3,32	6,08 ± 1,28
Concentration BHT	160 µg/ml	80 µg/ml	40 µg/ml	20 µg/ml	10 µg/ml	5 µg/ml
Inhibition du DPPH	92,32 ± 0,46	90,97 ± 0,25	86,88 ± 0,21	75,04 ± 2,21	49,26 ± 1,83	38,94 ± 1,26

Les huiles essentielles de *M. communis* possèdent une activité anti-radicalaire variable. Pour une concentration de 14,2 mg/ml, on observe une inhibition de plus de 90% du DPPH pour plusieurs huiles (Taza, Honaïn, Zemmouri, Darguina et Azemour) alors qu'elle ne dépasse pas les 40% pour celles d'Annaba et d'Oued El-Aneb. L'activité anti-radicalaire diminue avec la diminution de la concentration en huile essentielle et plusieurs huiles continuent d'inhiber une partie non négligeable du DPPH à une concentration minimale de 0,45 mg/ml. L'huile de la population de Zemmouri apparait comme la plus active même après les dilutions (Figure 35).

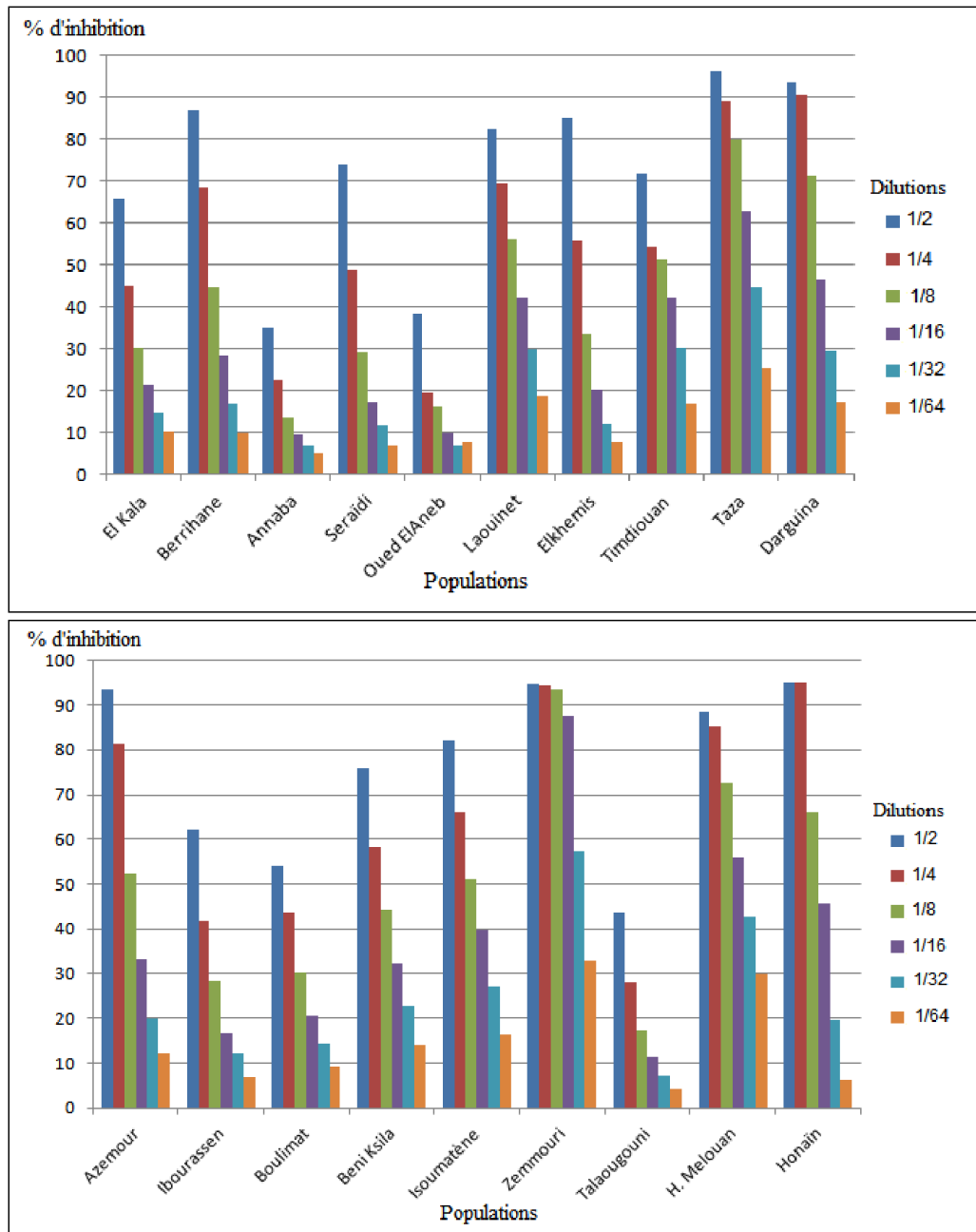
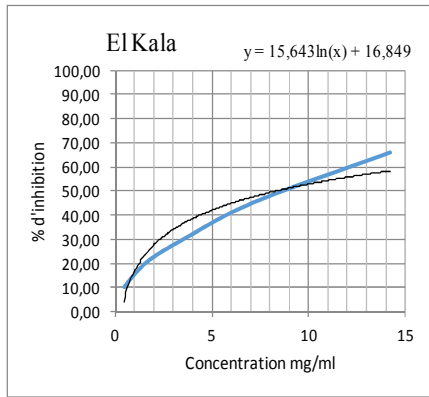


Figure 35 : Inhibition du DPPH par les huiles essentielles de *M. communis*.

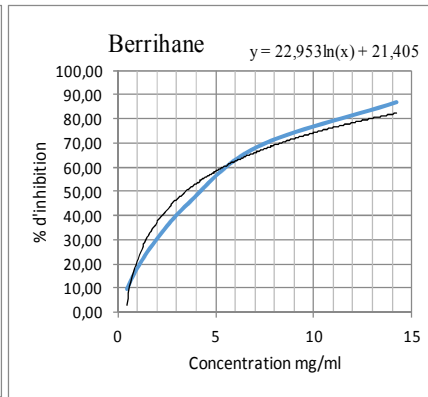
Les huiles des populations d'Annaba, Oued El-Aneb et Talaougouni ont des activités anti-radicalaires faibles.

3.3.1 Calcul de la CI_{50}

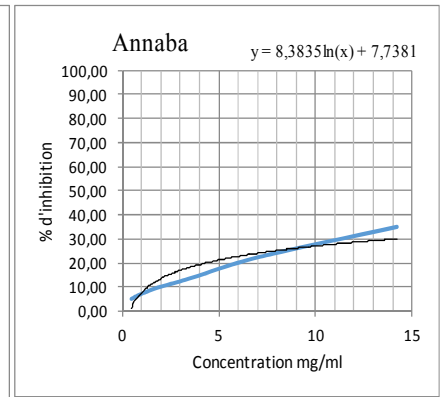
La CI_{50} est calculée en utilisant la courbe de tendance logarithmique qui suit la courbe d'inhibition du DPPH par les huiles essentielles de *M. communis* (Figure 36).



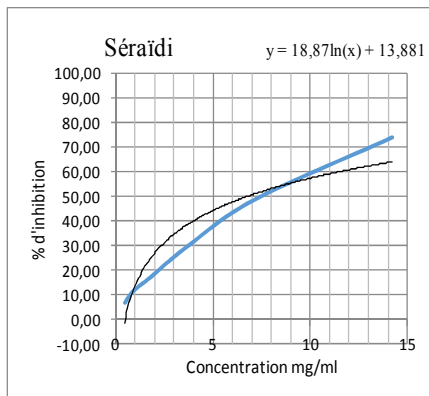
1



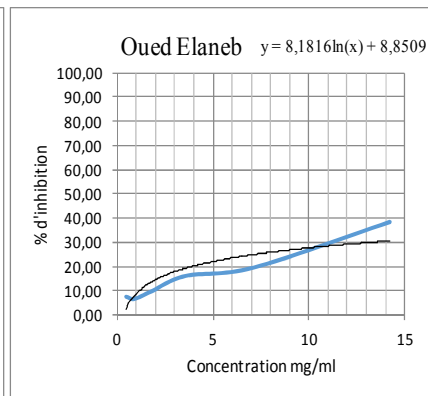
2



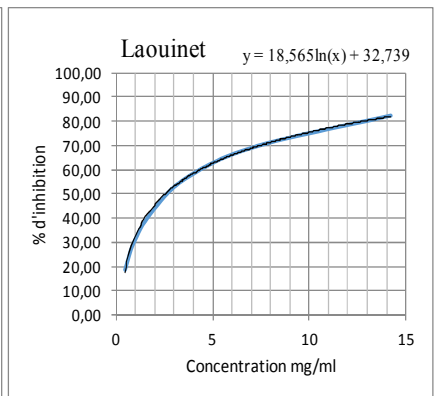
3



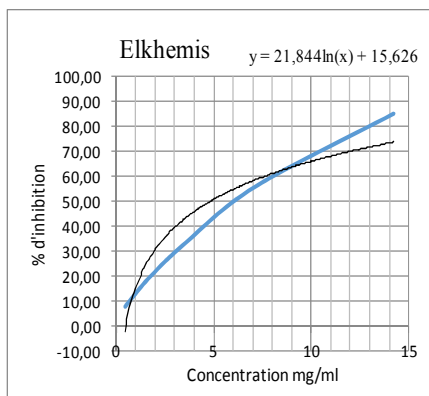
4



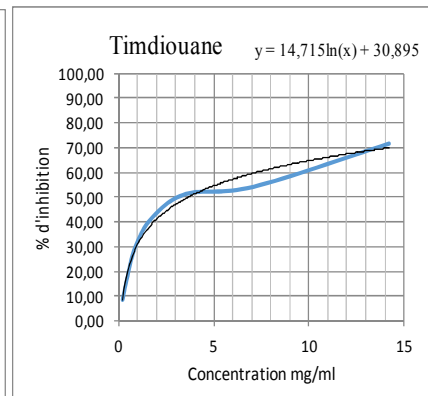
5



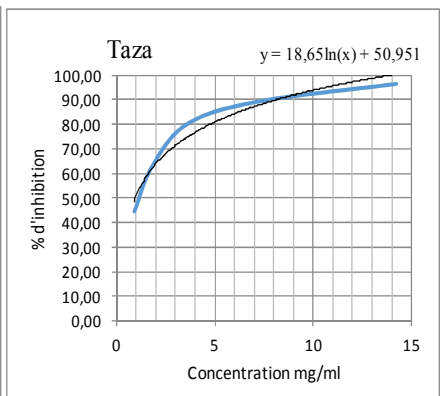
6



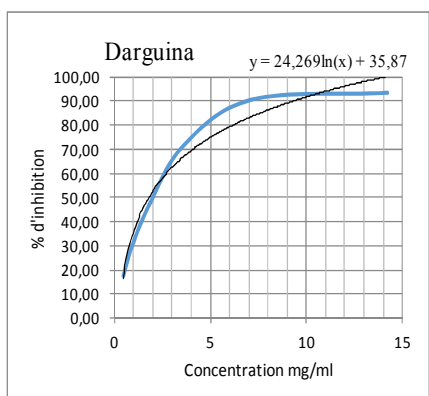
7



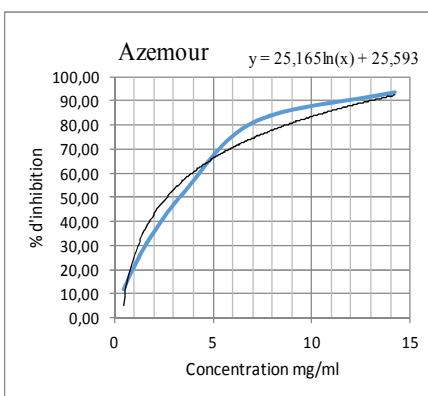
8



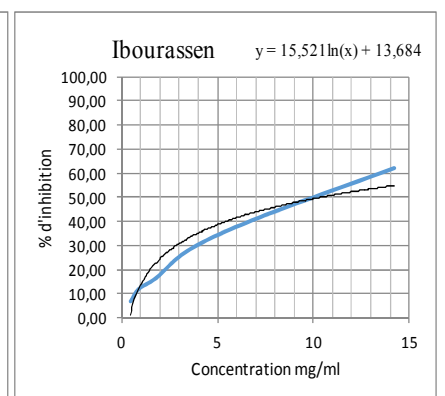
9



10



11



12

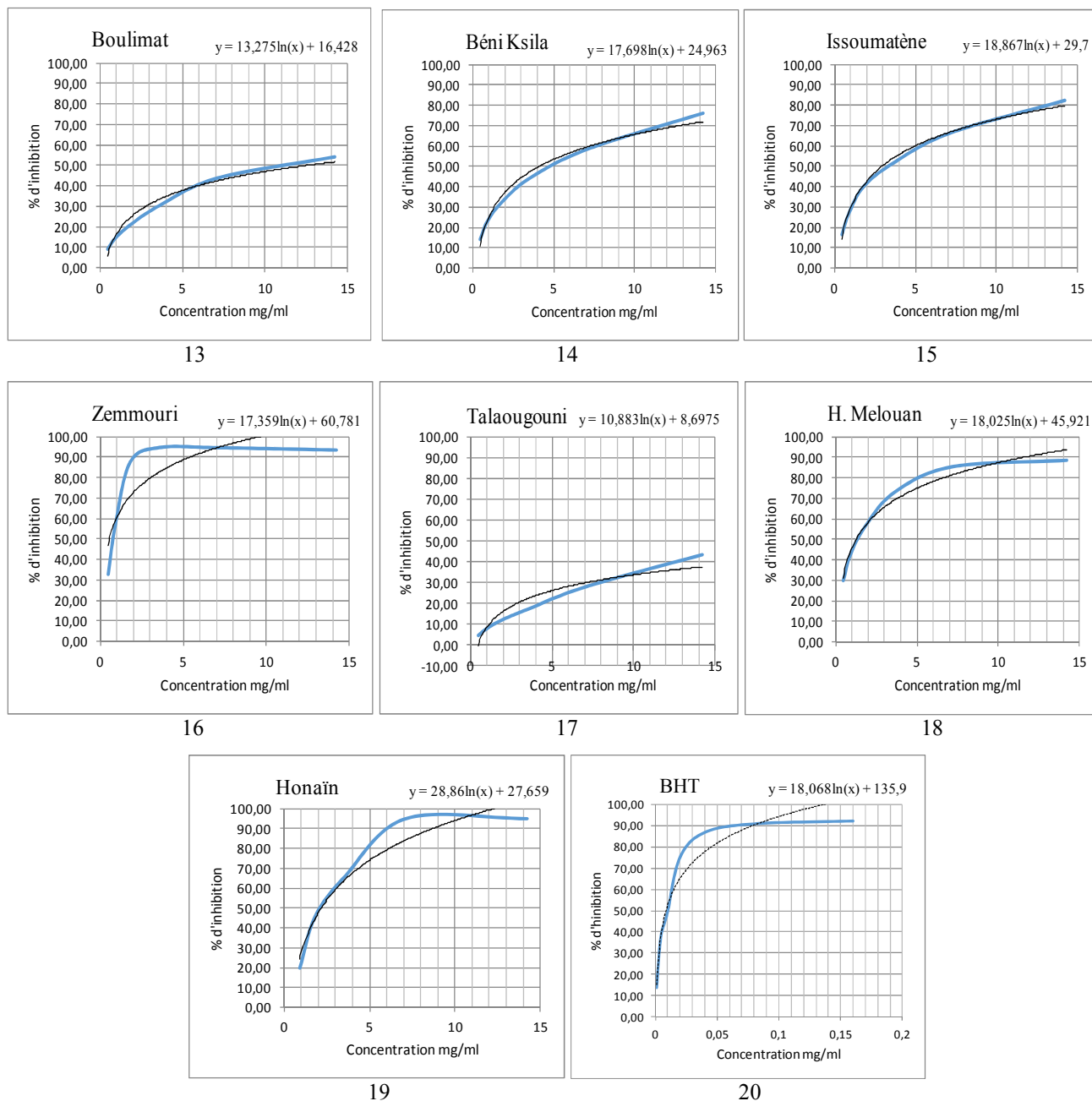


Figure 36 (1-20) : Courbes d'inhibition du DPPH par les huiles essentielles de *M. communis* avec leurs courbes de tendance (logarithmiques)

Les valeurs de CI_{50} sont calculées à l'aide de la courbe logarithmique de tendance ou par lecture directe sur les figure, puis classées dans l'ordre décroissant du pouvoir anti-radicalaire (Tableau XXXIII).

Dans le cas des trois populations possédant les activités anti-radicalaires les plus faibles, l'inhibition du DPPH n'a pas atteint les 50 % même avec la concentration d'huile la plus élevée (dilution 1/2), ce qui rend le calcul de la CI_{50} invérifiable par lecture directe et donc non fiable (Figure 36 : 3, 5 et 17).

Tableau XXXIII : CI₅₀ des HEs de *M. communis*.

Rang	Populations	CI ₅₀ (mg/ml) En gras, la valeur retenue	
		Moyenne calculée avec la fonction logarithmique	Lecture directe sur la courbe
1	BHT	0,008 ± 0,005	0,012
2	Zemmouri	0,53 ± 0,11	0,75
3	Taza	0,95 ± 0,33	1,1
4	H. Melouan	1,25 ± 0,12	1,3
5	Darguina	1,79 ± 0,05	2
6	Honaïn	2,16 ± 0,17	2
7	Laouinet	2,53 ± 0,24	2,6
8	Timdiouan	3,66 ± 0,72	3
9	Azemour	2,63 ± 0,05	3,2
10	Isoumatène	2,93 ± 0,14	3,3
11	Berrihane	3,47 ± 0,27	4,3
12	Béni Ksila	4,11 ± 0,21	4,8
13	Elkhemis	4,82 ± 0,19	6
14	Seraïdi	6,78 ± 0,1	7,2
15	El Kala	8,32 ± 0,19	8,6
16	Ibourassen	10,37 ± 1,38	10
17	Boulimat	12,54 ± 0,22	11,3
18	Oued El-Aneb	-	-
18	Talaougouni	-	-
18	Annaba	-	-
Moyenne des valeurs retenues (sans le BHT)		7,74 ± 10,31	

- : lecture directe impossible et valeurs par calcul invérifiables.

On constate une grande différence entre les huiles, celle de la population de Zemmouri possède l'activité anti-radicalaire la plus importante (CI₅₀ ≈ 0,53 ± 0,11 mg/ml), l'huile de la population d'Annaba possède la plus faible (Figure 35) et la CI₅₀ moyenne est de 7,74 ± 10,31 mg/ml. Comparées au témoin positif (BHT), qui a montré une CI₅₀ d'environ 0,012 mg/ml, les huiles essentielles de *M. communis* ont des activités antioxydantes très faibles et la comparaison de nos résultats avec ceux des autres produits antioxydants utilisés en industrie confirme ce constat (Hebi et Eddouks, 2015).

Plusieurs auteurs ont étudié l'activité anti-radicalaire des huiles essentielles de *M. communis* et ont trouvé des résultats supérieurs aux nôtres, sauf pour l'huile de Zemmouri. Aidi Wannas et al. (2010) ont testé des HEs de myrte de Tunisie par la méthode du piégeage du DPPH et ont rapporté une CI₅₀ de 0,55 mg/ml. Berka Zougali et al. (2012) ont relevé une CI₅₀ de 0,77 mg/ml par la même

méthode pour une huile de myrte de Baïnem (Algérie). Belmimoun *et al.* (2016) rapportent une CI_{50} de 0,615 mg/ml pour une HE de myrte de Honain (Tlemcen). Harassi *et al.* (2019) reportent une CI_{50} de 0,8 mg/ml pour une huile de myrte du Maroc. Ces résultats sont comparables aux résultats obtenus pour la population de Zemmouri ($CI_{50} \approx 0,75$ mg/ml).

D'autres auteurs ont reporté une activité anti-radicalaire plus élevée pour les HEs de cette espèce. Romeilah *et al.* (2016) ont relevé une CI_{50} de 0,122 mg/ml pour une HE de myrte d'Egypte et Zenebe Hagos *et al.* (2017) ont trouvé une CI_{50} de 0,056 mg/ml pour une huile de myrte d'Ethiopie.

En outre, l'activité anti-radicalaire des extraits alcooliques ou aqueux de *M. communis* a fait l'objet de nombreuses études (Amensour *et al.*, 2009 et 2010 ; Amira *et al.*, 2012 ; Berka-Zougali *et al.*, 2012 ; Messaoud *et al.*, 2012 ; Touaibia et Chaouch, 2013 ; Iazzuren *et al.*, 2014 ; Bouaziz *et al.*, 2015 ; Babou *et al.*, 2016 et Pereira *et al.*, 2016 et 2017) et elles confirment toutes que l'activité anti-radicalaire des extraits est supérieure à celle de l'huile essentielle. Cette dernière serait limitée par les monoterpènes (α -pinène, β -pinène, 1,8-cinéole, linalool, ...) qui sont connus pour avoir un faible pouvoir antioxydant, contrairement aux dérivés du phénol tels que le thymol et le carvacrol, abondants dans les extraits (Ruberto et Baratta, 2000 ; Aidi Wannas *et al.*, 2010).

Iazzuren *et al.* (2014) ont mesuré l'activité anti-radicalaire des HES de trois populations de myrte d'Algérie (Tizi-ouzou, Tablat et Hamam Melouan) et rapportent qu'elle était inférieure à 12 % pour une concentration maximale de 2 mg/ml, et que les extraits étaient plus efficaces à ces concentrations. Leurs résultats sont ici confirmés par les huiles des populations les moins actives, Annaba et Oued El-Aneb (9,5% et 9,8% respectivement pour une concentration de 1,78 mg/ml (Tableau XXXII)). La population la plus active (Zemmouri) a inhibé pour la même concentration 87% du DPPH.

Belmimoun *et al.* (2016) ont testé le pouvoir antioxydant de l'HE et des extraits aqueux de myrte de Honain par la méthode du DPPH. Les extraits aqueux ont montré un pouvoir antioxydant ($CI_{50} = 0,029$ mg/ml) vingt fois supérieur à celui de l'HE ($CI_{50} = 0,615$ mg/ml). Cela a été attribué à l'abondance des composés phénoliques dans les extraits aqueux.

Shoshtari *et al.* (2017) ont étudié plusieurs facteurs influençant l'activité antioxydante des extraits de *M. communis* par le test d'inhibition du DPPH. L'activité la plus élevée a été observée pour les feuilles cueillies en été en état de stress élevé ($CI_{50} = 0,25$ mg/ml), puis au printemps (0,37 mg/ml) puis en automne (0,62 mg/ml). L'analyse de la composition chimique des extraits a mis en évidence une augmentation des phénols et des flavonoïdes du printemps (131,26 mg/100 g) jusqu'à l'automne (260,87 mg/100 g).

3.4 Activité anti-radicalaire des HEs de *M. nivellei*

L'activité anti-radicalaire des huiles essentielles de *M. nivellei* a aussi été évaluée par le test de piégeage du radical DPPH, *in vitro*. Les résultats sont présentés dans le tableau XXXIV.

Tableau XXXIV : Pourcentage d'inhibition du DPPH par les huiles essentielles de *M. nivellei*.

Dilutions	1/2	1/4	1/8	1/16	1/32	1/64
Concentration d'HE	15,1 mg/ml	7,58 mg/ml	3,79 mg/ml	1,89 mg/ml	0,95 mg/ml	0,47 mg/ml
Populations	Inhibition du DPPH (%)					
Terhenanet	94,0 ± 0,32	93,19 ± 0,77	93,96 ± 0,20	72,43 ± 5,98	50,37 ± 1,63	30,38 ± 2,13
Mertoutek	92,82 ± 4,86	95,74 ± 0,54	90,17 ± 0,53	62,66 ± 0,23	38,21 ± 1,87	18,36 ± 1,53
Tahifet	93,58 ± 0,64	74,43 ± 5,88	55,85 ± 1,09	39,45 ± 0,59	24,63 ± 2,60	12,84 ± 0,56
Ilaman	92,38 ± 3,14	79,42 ± 2,22	37,34 ± 2,22	16,80 ± 2,34	8,44 ± 0,96	1,65 ± 1,05
Concentration BHT	160 µg/ml	80 µg/ml	40 µg/ml	20 µg/ml	10 µg/ml	5 µg/ml
Inhibition du DPPH	92,32 ± 0,46	90,97 ± 0,25	86,88 ± 0,21	75,04 ± 2,21	49,26 ± 1,83	38,94 ± 1,26

Les HEs de *M. nivellei* possèdent une activité anti-radicalaire importante pour la concentration la plus élevée, elle décroît généralement ensuite selon les dilutions, sauf pour les huiles des populations de Terhenanet et de Mertoutek qui ont montré une activité anti-radicalaire élevée pour les trois premières dilutions (Figure 37).

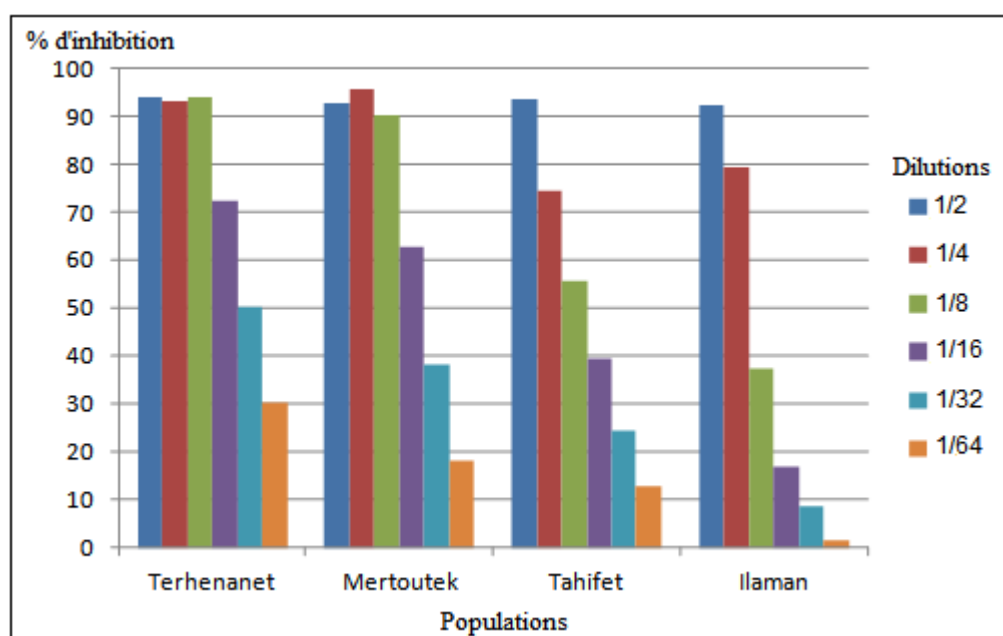


Figure 37 : Inhibition du DPPH par les huiles essentielles de *M. nivellei*.

L'activité anti-radicalaire de l'huile de la population d'Ilaman est celle qui baisse le plus au cours des dilutions successives.

3.4.1 Calcul de la CI_{50}

La CI_{50} ou concentration de produit nécessaire pour réduire 50% du DPPH présent dans le milieu, a été calculée en utilisant la fonction logarithmique de tendance des courbes ou par lecture directe sur les courbes (Figure 38).

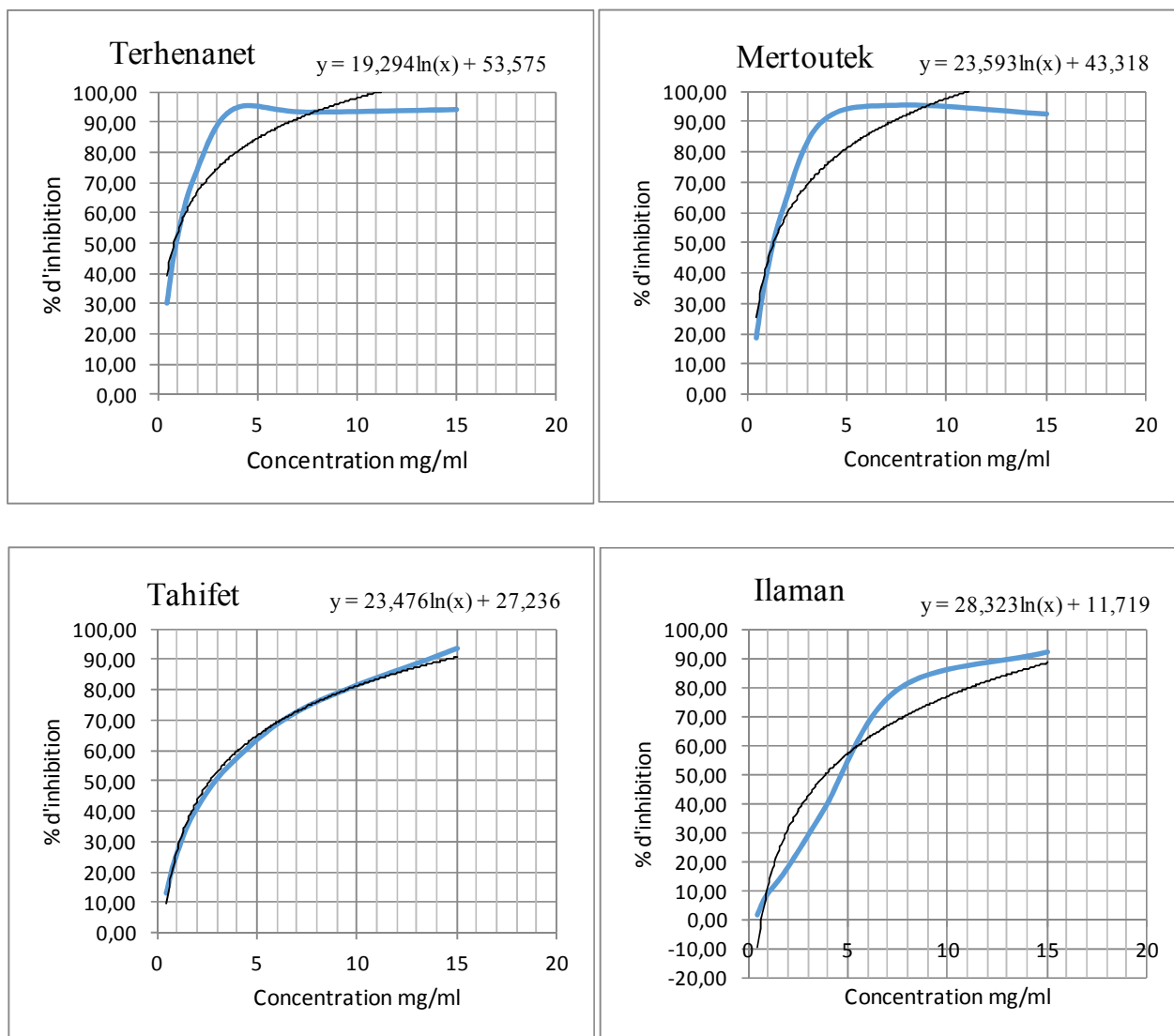


Figure 38 : Courbes d'inhibition du DPPH par les huiles essentielles de *M. nivellei*.

Les valeurs de CI_{50} calculées selon les deux méthodes sont représentées dans le tableau XXXV. Les résultats du témoin positif (BHT) sont les mêmes que pour le *M. communis*.

Tableau XXXV : CI₅₀ des HEs de *M. nivellei*.

Rang	Populations	CI ₅₀ (mg/ml) En gras, la valeur retenue	
		Moyenne calculée avec la fonction logarithmique	Lecture directe sur le graphe
1	BHT	0,008 ± 0,02	0,012
2	Terhenanet	0,83 ± 0,09	1
3	Mertoutek	1,32 ± 0,12	1,3
4	Tahifet	2,63 ± 0,19	3
5	Ilaman	3,86 ± 0,23	4,5
Moyenne (sans le BHT)		2,16 ± 1,36	2,45 ± 1,62

La CI₅₀ moyenne des HEs de *M. nivellei* est de 2,45 ± 1,62 mg/ml. Les résultats montrent que l'huile de Terhenanet présente l'activité anti-radicalaire la plus importante et l'huile d'Ilaman la plus faible. Comparativement aux populations de *M. communis*, les huiles de *M. nivellei* ont des activités anti-radicalaires aussi élevées que celles des populations les plus actives. Mais devant le témoin positif (BHT), leurs activités restent relativement faibles. L'activité antioxydante de l'huile essentielle de *M. nivellei* n'a fait l'objet que d'une étude à notre connaissance, Touaibia et al. (2017), qui ont rapporté une CI₅₀ de 12,06 mg/ml pour une huile de la région de Tamanrasset. Ce résultat montre une plus faible activité que celle de nos quatre huiles. L'activité anti-radicalaire des extraits alcooliques et aqueux a fait l'objet d'investigation, et comme pour *M. communis*, les extraits possèdent généralement de meilleures activités antioxydantes que les huiles grâce à leurs phénols totaux et à leurs flavonoïdes.

Touaibia et al. (2017) rapportent une CI₅₀ de 0,98 mg/ml pour les extraits méthanoliques et de 0,59 mg/ml pour les extraits éthanoliques. Le premier résultat est comparable à celui trouvé pour la population de Terhenanet (1 mg/ml). Rached et al. (2017) ont relevé un pouvoir antioxydant très important des fractions d'acétate d'éthyle de *M. nivellei* (CI₅₀ = 3,27 µg/ml), des extraits aqueux bruts (7,1 µg/ml) et de la fraction butanol (4,6 µg/ml). Ces résultats largement supérieurs aux résultats obtenus avec les huiles essentielles de cette étude, confirment que l'activité antioxydante des HEs des deux espèces étudiées est relativement faible.

CONCLUSION

Ce travail de thèse s'inscrit dans le cadre des travaux de recherche du laboratoire de Valorisation des Ressources Biologiques Naturelles de l'université Ferhat Abbas de Sétif 1. Il a pour objet l'étude phytochimique et les activités biologiques des huiles essentielles des deux espèces du genre *Myrtus* ; *Myrtus communis*, espèce méditerranéenne présente sur le littoral algérien, et *Myrtus nivellei*, espèce relativement rare endémique des montagnes sahariennes.

L'extraction des huiles essentielles de *M. communis* et de *M. nivellei* a donné des rendements en huiles essentielles relativement importants, avec des moyennes de 0,68% pour *M. communis* et 1,21% pour *M. nivellei*. Cette variabilité de rendement est due à plusieurs facteurs, comme l'altitude (températures et précipitations), la période de récolte, l'ensoleillement et le type chimique des plantes.

L'analyse chimique des huiles essentielles de *M. communis* par CG-SM a permis d'identifier 46 composants chimiques. L' α -pinène est largement majoritaire dans la totalité des huiles avec une moyenne de $50,1 \pm 10,3\%$, suivi par le 1,8-cinéole ($22,27 \pm 4,32\%$). Quatre populations se distinguent des autres par la présence d'acétate de myrtenyle à des teneurs non négligeables. Six chémotypes ont été identifiés, ils peuvent être classés en deux groupes, un groupe de trois chémotypes dominés par l' α -pinène. Le deuxième regroupe les chémotypes contenant de l'acétate de myrtenyle qui est un composé assez rare dont la présence mérite d'être signalée.

L'analyse chimique des huiles essentielles de *M. nivellei* par CG-SM a permis d'identifier 27 composants chimiques. Le limonène et le 1,8-cinéole sont les composants les plus abondants dans les huiles. On note aussi la présence de perilla aldéhyde, d' α -pinène, de formate de géranyle, d' α -terpinéol et de triméthyl arsenate. La composition chimique des huiles essentielles de *M. nivellei* peut être regroupée en deux chémotypes : le limonène / 1,8-cinéole / perilla aldehyde caractérisant les populations de Terhenanet et Tahifet. Le second chémotype est dominé par le 1,8-cinéole et le limonène puis se divise en deux sous-chémotypes : l' α -pinène pour la population d'Illaman et le perilla aldehyde pour la population de Mertoutek.

L'activité antibactérienne des huiles essentielles des deux myrtes à ensuite été testée par la méthode des aromatogramme *in vitro*, contre dix espèces bactériennes. L'activité antibactérienne s'est révélée très variable en fonction des huiles, de leurs dilutions et des bactéries. Les meilleurs résultats ont été obtenus avec les huiles non diluées.

Pour *M. communis*, les huiles des populations de Talaougouni, Elkhemis et Isoumatène avaient les meilleures activités antibactériennes (Z.I. = 13,57 - 13,20 mm) et celles de Berrihane et d'Annaba avaient les plus faible (11,42 - 11,79 mm). Les bactéries les

plus sensibles aux huiles étaient *Staphylococcus aureus* et *Salmonella enterica* tandis que les bactéries les plus résistantes étaient *Klebsiella pneumoniae* et *Serratia liquefaciens*.

Pour *M. nivellei*, L'huile de Terhenanet avait la meilleure activité antibactérienne (Z.I. = 13,84 mm) et l'huile de Tahifet la plus faible (11,99 mm).

Enfin, l'activité anti-radicalaire a été évaluée par la méthode du piégeage du DPPH. Les résultats montrent que les huiles essentielles des deux myrtes possèdent une activité antioxydante intéressante mais plutôt faible en comparaison au BHT. L'IC₅₀ moyenne des huiles de *M. communis* était de 7,74 ± 10,31 mg/ml et l'huile de la population de Zemmouri était la plus active avec une valeur d'IC₅₀ comparable à celles rapportées dans la littérature. Toutes les autres huiles essentielles de *M. communis* avaient des activités anti-radicalaires plus faibles que les valeurs habituellement rapportées. L'IC₅₀ moyenne des huiles de *M. nivellei* était de 2,45 ± 1,62 mg/ml et l'huile de la population de Terhenanet était la plus active (IC₅₀ = 1 mg/ml).

Les résultats de ce travail permettent de mieux connaître les chémotypes des deux myrtes présents en Algérie. Ils confirment la grande variabilité de composition chimique des huiles essentielles de *Myrtus communis* qui avait été signalée par un grand nombre d'auteurs. Cette variabilité dépend de plusieurs facteurs comme l'air géographique et la période de récolte. Ainsi, l'attention des utilisateurs de ces huiles essentielles est attirée sur les différents chémotypes. D'ailleurs, les industriels et aromathérapeutes voulant s'approvisionner en huiles essentielles de composition chimique précise doivent sélectionner et cultiver le chémotype qui les intéresse, parmi ceux poussant spontanément, pour ensuite déterminer les conditions de culture et de récoltes optimales pour obtenir la composition chimique souhaitée.

Nos résultats confirment que *M. communis* et *M. nivellei* possèdent des activités biologiques significatives, qui varient selon la composition chimique de l'huile, ce qui justifie leur place importante dans la phyto-médecine traditionnelle des régions où elles sont présentes. Ces sources potentielles d'antioxydants et d'antibiotiques naturels peuvent être exploitées dans des préparations alimentaires, pharmaceutiques ou cosmétiques.

Perspectives

Ce travail attire l'attention sur ces espèces et la continuité de cette recherche pourrait s'articuler autour de plusieurs axes :

- Etudier les différents facteurs environnementaux ayant un rôle dans le rendement en huile essentielle et sur leur composition chimique, afin de fournir les conditions favorables pour obtenir un chémotype souhaité. Cela est possible par des cultures *in*

vivo et des analyses de composition régulière pendant les différentes phases de développement des plantes.

- Déterminer plus précisément quels composés chimiques sont directement impliqués dans les activités antibiotique et antioxydante, isolés ou en synergie. Cela par le fractionnement des huiles essentielles.
- Etendre les tests d'activité antibactérienne à d'autres souches bactériennes, mais aussi aux champignons et aux insectes... et notamment en synergie avec des antibiotiques et contre des bactéries ayant développé des résistances.
- Confirmer ou infirmer les tests d'activité antioxydante avec d'autres méthodes.
- Tester l'efficacité de ces huiles ou de leurs composants actifs dans le domaine alimentaire afin d'établir leur utilité et potentiellement les proposer comme alternatives naturelles.

D'autres études pourraient être envisagées dans plusieurs domaines touchant à la phytochimie et à l'aromathérapie.

RÉFÉRENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

- Aboutabl EA, Meselhy KM, Elkhreisy EM, Nassar MI and Fawzi R. 2011. Composition and bioactivity of essential oils from leaves and fruits of *Myrtus communis* and *Eugenia supraxillaris* (Myrtaceae) grown in Egypt. *J. Essential Oil Bear Plants*, 14 (2) : 192-200. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2011.10643921>
- Adams RP. 2007. Identification of essential Oils Components by Gas Chromatography/mass spectrometry. 4th edition. Allured : Carol Stream. 804 p. <https://www.researchgate.net/publication/283650275>
- AFNOR. 1996. Huiles essentielles. Volume 1 : échantillonnage et méthodes d'analyse. AFNOR, Paris. 440 p.
- Ahmed M and Vardar Y. 1973. Distribution and Plasticity of *Myrtus communis*. *Phyton Austria*, 15 (1-2) : 145-150. https://www.zobodat.at/pdf/PHY_15_1_2_0145-0150.pdf
- Aidi Wannes W, Mhamdi B, Sriti J, Ben Jemia M, Ouchikh O, Hamdaoui G, Kchouk ME and Marzouk B. 2010. Antioxydant activities of the essential oils and methanol extracts from myrtle (*Myrtus communis* L.). *J. Nat. Prod.*, 69 : 251-4. [DOI: 10.1016/j.fct.2010.03.002](https://doi.org/10.1016/j.fct.2010.03.002)
- Akin M, Aktumsek A and 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 : 531-535. <https://www.ajol.info/index.php/ajb/article/view/77980>
- Amensour M, Sendra E, Abrini J, Bouhdid S, Pérez-Alvarez JA and Fernández-López J. 2009. Total phenolic content and antioxidant activity of myrtle (*Myrtus communis* L.) extracts. *Nat. Prod. Commun.*, 4 (6) : 819-824. [PMID : 19634329](https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/19634329)
- Amensour M, Sendra E, Abrini J, Pérez-Alvarez JA and Fernández-López J. 2010. Antioxidant activity and total phenolic compounds of myrtle extracts. (Actividad antioxidante y contenido de compuestos fenólicos totales en extractos de myrtus), *CyTA - Journal of Food*, 8 (2) : 95-101. [DOI: 10.1080/19476330903161335](https://doi.org/10.1080/19476330903161335)
- Amira S, Dade M, Schinella G and Ríos JL. 2012. Anti-inflammatory, antioxidant, and apoptotic activities of four plant species used in folk medicine in the Mediterranean basin. *Pak. J. Pharm. Sci.*, 25 (1) : 65-72. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/22186311>
- Amorati R, Foti MC and Valgimigli L. 2013. Antioxidant activity of essential oils. *J. Agric. Food Chem.*, 61 (46) : 10835-47. [DOI: 10.1021/jf403496k](https://doi.org/10.1021/jf403496k)
- Anton R et Lobstein A. 2005. Plantes aromatiques. Epices, aromates, condiments et huiles essentielles. Ed. Tec. & Doc., Paris. 522 p.
- Anwar S, Crouch RA, Awadh Ali NA, Al-Fatimi MA, Setzer WN and Wessjohann L. 2017. Hierarchical cluster analysis and chemical characterisation of *Myrtus communis* L. essential oil from Yemen region and its antimicrobial, antioxidant and anti-colorectal

- adenocarcinoma properties. *Natural Product Research*, 31 (18) : 2158-2163. DOI: [10.1080/14786419.2016.1277346](https://doi.org/10.1080/14786419.2016.1277346)
- APG IV. Chase MW, Christenhusz MJM, Fay MF, Byng JW, Judd WS, Soltis DE, Mabberley DJ, Sennikov AN, Soltis PS and Stevens PF. 2016. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 181 (1) : 1-20. [https://Doi.org/10.1111/boj.12385](https://doi.org/10.1111/boj.12385)
- Aprotosoiaie AC, Spac AD, Hancianu M, Miron A, Tănăsescu VF, Dorneanu V and Stănescu U. 2010. The chemical profile of essential oils obtained from fennel fruits (*Foeniculum vulgare* Mill.). *Farmacia*, 58 (1) : 46-54. <https://www.researchgate.net/publication/265980531>
- Archana B, Nabasree D and Bratati D. 2005. *In vitro* study of antioxidant activity of *Syzygium cumini* fruit. *Food Chemistry*, 90 (4) : 727-733. DOI: [10.1016/j.foodchem.2004.04.033](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2004.04.033)
- Ardakani AS, Hosyninejad SA and pourshirzad A. 2013. Killing effects of *Myrtus communis* L. essential oil on *Meloidogyne incognita*. *Inter. J. Agri. Crop. Sci.*, 5 (8) : 806-810. Corpus ID: 39713987
- Aronne G and Russo D. 1997. Carnivorous mammals as seed dispersers of *Myrtus communis* (Myrtaceae) in the Mediterranean shrublands. *Plant Biosystems*, 131 (3) : 189-195. [https://Doi.org/10.1080/11263504.1997.10654181](https://doi.org/10.1080/11263504.1997.10654181)
- Asllani U. 2000. Chemical Composition of Albanian Myrtle Oil (*Myrtus communis* L.). *Journal of Essential Oil Research*, 12 (2) : 140-142. [http://dx.Doi.org/10.1080/10412905.2000.9699481](http://dx.doi.org/10.1080/10412905.2000.9699481)
- Azevedo NR, Campos IF, Ferreira HD, Portes TA, Santos SC, Seraphin JC, Paula JR and Ferri PH. 2001. Chemical variability in the essential oil of *Hyptis suaveolens*. *Phytochemistry*, 57 (5) : 733-736. DOI: [10.1016/s0031-9422\(01\)00128-5](https://doi.org/10.1016/s0031-9422(01)00128-5)
- Babou L, Hadidi L, Grosso C, Zaidi F, Valentão P and Andrade PB. 2016. Study of phenolic composition and antioxidant activity of myrtle leaves and fruits as a function of maturation. *Eur. Food Res. Technol.*, 242 (9) : 1447-1457. DOI: [10.1007/s00217-016-2645-9](https://doi.org/10.1007/s00217-016-2645-9)
- Bajalan I and Pirbalouti AG. 2014. Variation in antibacterial activity and chemical compositions of essential oil from different populations of myrtle. *Industrial Crops and Products*, 61 : 303-307. [https://Doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.07.023](https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.07.023)
- Barboni T, Venturini N, Paolini J, Desjobert JM, Chiaramonti N and Costa J. 2010. Characterisation of volatiles and polyphenols for quality assessment of alcoholic beverages prepared from Corsican *Myrtus communis* L. berries. *Food Chem.*, 122 (4) : 1304-1312. DOI: [10.1016/j.foodchem.2010.03.087](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.03.087)

- Barhouchi B, Saoudi A and Akila A. 2016. Essential oil chemical composition of myrtle growing in northeastern Algeria and estimation of its antibacterial effectiveness. *American J. of Biochem. and Biotech.*, 12 (2) : 110-121.
[DOI: http://dx.Doi.org/10.4314/jfas.v8i2.22](http://dx.Doi.org/10.4314/jfas.v8i2.22)
- Barry N. 2001. Art d'extraire les huiles essentielles. De parfum à faire soi même. Ed. Tec. & doc. Lavoisier, Paris. pp 125-128
- Baser KHC and Buchbauer G. 2009. Handbook of essential oils: science, technology and applications. CRC Press. 1^{ère} éd. 991 p.
- Battandier JB et Trabut L. 1911. Contribution à la flore du pays des Touaregs. *Bulletin de la Société botanique de France*, 58 : 669-677.
- Baudoux D. 2010. Pour une cosmétique intelligente - Huiles essentielles et végétales : les huiles essentielles sur la peau, au travers de la peau, au-delà de la peau. Editions Amyris, Bruxelles. 208 p.
- Baytop T. 1999. Therapy with medicinal plants in Turkey, past and present. 2nd éd. Nobel Tip Kitabevi, Istanbul University, No 3255/40. 520 p.
- Bekhechi C, Watheq Malti CE, Boussaïd M, Achouri I, Belilet K, Gibernau M, Casanova J and Tomi F. 2019. Composition and chemical variability of *Myrtus communis* leaf oil from northwestern Algeria. *Natural Product Communications*, 5 (10) : 1662-1689.
[DOI: 10.1177/1934578X19850030](https://doi.org/10.1177/1934578X19850030)
- Belmimoun A, Meddah B, Meddah AT and Sonnet P. 2016. Antibacterial and antioxidant activities of the essential oils And phenolic extracts of *Myrtus communis* and *Zygophyllum Album* from Algeria. *J. Fundamental and Applied Sci.*, 8 (2) : 510-524.
<http://dx.Doi.org/10.4314/jfas.v8i2.22>
- Beloued A. 1998. Plantes médicinales d'Algérie. Office des Publications Universitaires. Alger. 277 p.
- Belsito D, Bickers D, Bruze M, Greim H, Hanifin JH, Rogers AE, Saurat JH, Sipes IG, Calow P and Tagami H. 2008. A toxicologic and dermatologic assessment of cyclic and non cyclic terpene alcohols when used as fragrance ingredients. *Food and Chemical Toxicology*, 46 (11S) : 1-71. [https://Doi.org/10.1016/j.fct.2008.06.085](https://doi.org/10.1016/j.fct.2008.06.085)
- Ben Ghnaya A, Chograni H, Messoud C and Boussaid M. 2013. Comparative chemical composition and antibacterial activities of *Myrtus communis* L. essential oils isolated from Tunisian and Algerian population. *Plant Pathol. Microbiol.*, 4 (7) : 186.
[DOI:10.4172/2157-7471.1000186](https://doi.org/10.4172/2157-7471.1000186)
- Ben Hsouna A, Hamdi N, Miladi R and Abdelkafi S. 2014. *Myrtus communis* essential oil: chemical composition and antimicrobial activities against food spoilage pathogens. *Chem. Biodiversity*, 11 (4) : 571-580. [DOI: 10.1002/cbdv.201300153](https://doi.org/10.1002/cbdv.201300153)

- Benachour H, Ramdani M, Lograda T, Chalard P and Figueredo G. 2020. Chemical composition and antimicrobial activity of *Capparis spinosa* essential oils from Algeria. *Biodiversitas*, 21 (1) : 161-169. <https://doi.org/10.13057/biodiv/d210121>
- Benachour H. 2020. Etude de la composition chimique et activités biologiques des huiles essentielles du *Capparis spinosa* L. Thèse de doctorat en science biologique, Université de Sétif, Faculté SNV. 120 p.
- Benchikh F, Benabdallah H, Dahamna S, Khennouf S, Flamini G and Amira S. 2016. Antimotility and andidiarrhoeal activity of *Myrtus communis* L. leaves essential oil in mice. *Inter. J. of Pharmacognosy and Phytochemical Res.*, 8 (7) : 1238-1244. http://impactfactor.org/PDF/IJPPR/8/IJPPR_Vol8_Issue7_Article28.pdf
- Berka-Zougali B, Hassani A, Besombes C and Allaf K. 2010. Extraction of essential oils from Algerian myrtle leaves using instant controlled pressure drop technology. *J. Chromatogr.*, 1217 (40) : 6134-6142. [DOI: 10.1016/j.chroma.2010.07.080](https://doi.org/10.1016/j.chroma.2010.07.080)
- Berka-Zougali B, Ferhat MA, Hassani A, Chemat F and Allaf KS. 2012. Comparative study of essential oils extracted from Algerian *Myrtus communis* L. leaves using microwaves and hydrodistillation. *Int. J. Mol. Sci.*, 13 (4) : 4673-4695. [DOI: 10.3390/ijms13044673](https://doi.org/10.3390/ijms13044673)
- Bernadet M. 2007. Phyto-aromathérapie pratique, plantes médicinales et huiles essentielles. Ed. Dangles. 448 p.
- Besombes C. 2008. Contribution à l'étude des phénomènes d'extraction hydro-thermo-mécanique d'herbes aromatiquesb - Applications généralisées. Thèse de doctorat en génie des procédés industriels, Université de La Rochelle, France. 289 p.
- Bettaieb A, Darej C and Moujahed N. 2016. Myrtle (*Myrtus communis*) essential oil effect on *in vitro* ruminal fermentation of a diet based on ray-grass and concentrate. <http://om.ciheam.org/om/pdf/a115/00007329.pdf>
- Beylemans A. 2013. L'aromatherapie dans le monde de l'officine - Rôle du pharmacien. Thèse de doctorat en pharmacie, Faculté des sciences pharmaceutiques et biologiques de Lille, France. 157 p.
- Bielicka-Daszkiewicz K, Dębicka M and Voelkel A. 2004. Comparison of three derivatization ways in the separation of phenol and hydroquinone from water samples. *Journal of Chromatography A.*, 1052 (1-2) : 233-236. [DOI: 10.1016/j.chroma.2004.07.067](https://doi.org/10.1016/j.chroma.2004.07.067)
- Biffin E, Lucas EJ, Craven LA, Da Costa IR, Harrington MG and Crisp MD. 2010. Evolution of exceptional species richness among lineages of fleshy- fruited Myrtaceae. *Annals of Botany*, 106 (1) : 79-93. [DOI: 10.1093/aob/mcq088](https://doi.org/10.1093/aob/mcq088)
- Boelens MH and Jimenez R. 1991. The Chemical Composition of Spanish Myrtle Leaf Oils. Part I. *Journal of Essential Oil Research*, 3 (3) : 173-177. <https://doi.org/10.1080/10412905.1991.9700498>

- Boelens MH and Jimenez R, 1992. The Chemical Composition of Spanish Myrtle Oils. Part II. Journal of Essential Oil Research, 4 (4) : 349-353.
[DOI: 10.1080/10412905.1992.9698084](https://doi.org/10.1080/10412905.1992.9698084)
- Bouaziz A, Khenouf S, AbuZarga M, Shtaywy A, Baghiani A and Charef N. 2015. Phytochemical analysis, hypotensive effect and antioxidant properties of *Myrtus communis* L. growing in Algeria. Asian Pacific J. of Tropical Biomedicine, 5 (1) : 19-28. [https://doi.org/10.1016/S2221-1691\(15\)30165-9](https://doi.org/10.1016/S2221-1691(15)30165-9)
- Boulmane M, Khiab A et Abbasi H. 2017. *Eucalyptus camaldulensis* et fertilité des sols dans la plaine de Sidi Yahya-Gharb (Nord-ouest du Maroc). Nature & Technologie - Sciences Agr. et Bio., N°16 : 15 p. https://www.univ-chlef.dz/revuenatec/issue-16/Article_B/Article_357_B.pdf
- Bounab S, Lograda T, Ramdani M, Chalard P and Figueredo G. 2019. Chemical composition and antimicrobial activity of essential oils of *Thymelea hirsuta* from Algeria. Biodiversitas, 20 (9) : 2868-2876. <https://doi.org/10.13057/biodiv/d201012>
- Bouzabata A, Boussaha F, Casanova J and Tomi F. 2010. Composition and chemical variability of leaf oil of *Myrtus communis* from north-eastern Algeria. Nat. Prod. Commun., 5 (10) : 1659-1662. <https://doi.org/10.1177/1934578X1000501029>
- Bouzabata A, Castola V, Bighelli A, Abed L, Casanova J and Tomi F. 2013a. Chemical Variability of Algerian *Myrtus communis* L. Chem. and Biodiv., 10 (1) : 129-137. [DOI: 10.1002/cbdv.201200150](https://doi.org/10.1002/cbdv.201200150)
- Bouzabata A. 2013b. Traditional Treatment of high blood pressure and diabetes in Souk Ahras District. Journal of Pharmacognosy and Phytotherapy, 5 (1) : 12-20. [DOI: 10.5897/JPP11.065](https://doi.org/10.5897/JPP11.065)
- Bouzabata A, Bazzali O, Cabral C, Gonçalves M.J, Cruz M.T, Bighelli A, Cavaleiro C, Casanova J, Salgueiro L and Tomi, F. 2013c. New compounds, chemical composition, antifungal activity and cytotoxicity of the essential oil from *Myrtus nivellei* Batt. & Trab., an endemic species of Central Sahara. J. Ethnopharmacol., 149 (3) : 613-620. <http://dx.doi.org/10.1016/j.jep.2013.06.054>
- Bouzabata A, Cabral C, Gonçalves MJ, Cruz MT, Bighelli A, Cavaleiro C, Casanova J, Tomi F and Salgueiro L. 2015a. *Myrtus communis* L. as source of a bioactive and safe essential oil. Food Chem. Toxicol., 75 : 166-172. [DOI: 10.1016/j.fct.2014.11.009](https://doi.org/10.1016/j.fct.2014.11.009)
- Bouzabata A. 2015b. Contribution à l'étude d'une plante médicinale et aromatique *Myrtus communis* L. Thèse de doctorat en sciences pharmaceutiques, Faculté de Médecine, Université Badji-Mokhtar d'Annaba. 259 p. <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-01493134>

- Brada M, Tabti N, Boutoumi H, Wathelet JP and Lognay G. 2012. Composition of the essential oil of leaves and berries of Algerian myrtle (*Myrtus communis* L.). Journal of Essential Oil Research, 24 (1) : 1-3. <https://doi.org/10.1080/10412905.2012.645299>
- Bradesi P, Tomi F, Casanova J, Costa J and Bernardini AF. 1997. Chemical composition of myrtle leaf essential oil from Corsica (France). Journal of Essential Oil Research, 9 (3) : 2832-88. <https://doi.org/10.1080/10412905.1997.10554245>
- Breitmaier PDE. 2006. Terpenes : Flavors, Fragrances, Pharmaca, Pheromones. Lavoisier, ed. Tec. & Doc. Weinheim, Germany. 223 p.
- Bremness L and Griggs P. 2005. Plantes médicinales et aromatiques. Ed. Le grand livre du mois, Paris. 304 p.
- Bruneton J. 2016. Pharmacognosie. Phytochimie, plantes médicinales. Tec. & Doc. Lavoisier 5^{ème} édition, Paris. 1504 p.
- Cannas S, Molicotti P, Ruggeri M, Cubeddu M, Sanguinetti M, Marongiu B and Zanetti S. 2013. Antimycotic activity of *Myrtus communis* L. towards *Candida* spp. from clinical isolates. J. Infect. Dev. Ctries., 7 (3) : 295-298. DOI: [10.3855/jidc.2799](https://doi.org/10.3855/jidc.2799)
- Cavaleiro C. 2001. Essenciais de Juniperus de Portugal. Thèse de Doctorat en Pharmacognosie, Université de Coimbra, Portugal. <http://hdl.handle.net/10316/529>
- Chalchat JC, Garry R-P and Michet A. 1998. Essential oils of myrtle *Myrtus communis* L. of the Mediterranean littoral. Journal of Essential Oil Research, 10 (5) : 613–617. DOI: [10.1080/10412905.1998.9700988](https://doi.org/10.1080/10412905.1998.9700988)
- Chalchat JC, Figueredo G, Özcan MM and Unver A. 2010. Effect of hydrodistillation and microwave distillation extraction methods on chemical compositions of essential oil of pickling herb and myrtle plants. South west J. Hortic. Biol. Environ. Craiova, Romania, 1(2) : 133-141. <http://biozoojournals.ro/swjhbe/v1n2/03.swjhbe.v1n2.Chalchat.pdf>
- Chang X, Alderson PG and Wright CJ. 2008. Solar irradiance level alters the growth of basil (*Ocimum basilicum* L.) and its content of volatile oils. Environ. Exp. Bot., 63 (1-3) : 216-223. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2007.10.017>
- Cherrat L, Espina L, Bakkali M, García-Gonzalo D, Pagán R and Laglaoui A. 2013. Chemical composition and antioxidant properties of *Laurus nobilis* L. and *Myrtus communis* L. essential oils from Morocco and evaluation of their antimicrobial activity acting alone or in combined processes for food preservation. J. Sci. Food Agric., 94 : 1197-1204. DOI: [10.1002/jsfa.6397](https://doi.org/10.1002/jsfa.6397)
- Clark AM. 1996. Natural products as a resource for new drugs. Pharmaceut. Res., 13 (8) : 1133-1144. DOI: [10.1023/a:1016091631721](https://doi.org/10.1023/a:1016091631721)

- Clarke S. 2008. Essential Chemistry for Aromatherapy. 2nd edition, Churchill Livingstone Elsevier. 302 p. <https://Doi.org/10.1016/B978-0-443-10403-9.X0001-5>
- Clevenger JF. 1928. Apparatus for volatile oil determination, description of new type. American Perfumer & Essential Oil Review, 467-503.
- Couderc C, Thiébaud ACM, Lawrence C, Bouchiat C, Herrman JL, Salomon J, Guillemot D. 2015. Fluoroquinolone impact on nasal methicillin-resistant and methicillin-sensitive *Staphylococcus aureus* colonization durations in neurologic long-term-care facilities. Antimicrob agents Chemother, 59 (12) : 7621-7628. [DOI: 10.1128/AAC.01338-15](https://doi.org/10.1128/AAC.01338-15)
- Cox SD, Mann CM, Markham JL, Bell HC, Gustafson JE, Warmington JR and Wyllie SG. 2000. The mode of antimicrobial action of the essential oil of *Melaleuca alternifolia* (tea tree oil). J. Appl. Microbiol., 88 (1) : 170-175. <https://Doi.org/10.1046/j.1365-2672.2000.00943.x>
- Cronquist A and Takhtadzhian AL. 1981. An integrated system of classification of flowering plants. Columbia University Press. 1262 p.
- Debuigne G et Couplan F. 2006. Le petit Larousse des plantes qui guérissent. Larousse. 1000 p.
- De Laurentis N, Rosato A, Gallo L, Leone L and Milillo MA. 2005. Chemical composition and antimicrobial activity of *Myrtus communis*. Rivista Italiana Eppos, 39 : 3-8.
- De Sousa DP. 2012. Medicinal Essential Oils : Chemical, Pharmacological and Therapeutic Aspects. Nova Science Publishers. 1^{ère} éd. 236 p.
- Deriu A, Branca G, Molicotti P, Pintore G, Tirillini B, Paglietti B, Mura A, Sechi LA, Fadda G and Zanetti S. 2007. *In vitro* activity of essential oil of *Myrtus communis* L. against *Helicobacter pylori*. Int. J. Antimicrob. Agents, 30 (6) : 562-565. [DOI: 10.1016/j.ijantimicag.2007.07.005](https://doi.org/10.1016/j.ijantimicag.2007.07.005)
- Deschepper R. 2017. Variabilité de la composition des huiles essentielles et intérêt de la notion de chémotype en aromathérapie, Thèse de doctorat, Faculté de Pharmacie, Université d'Aix-Marseille, France. 160 p.
- Dhahri S et Ben Jamâa ML. 2008. Les insectes ravageurs des eucalyptus en Tunisie. Ann. INRGREF, 12 (2), Numéro spécial, (363-372) ISSN 1737-0515.
- Djenane D, Yangüela J, Amrouche T, Boubrit S, Boussad N and Roncalés P. 2011. Chemical composition and antimicrobial effects of essential oils of *Eucalyptus globulus*, *Myrtus communis* and *Satureja hortensis* against *Escherichia coli* O157 : H7 and *Staphylococcus aureus* in minced beef. Food Sci. Technol. Int., 17 (6) : 505-515. [DOI: 10.1177/1082013211398803](https://doi.org/10.1177/1082013211398803)

- Dobignard A et Chatelain C. 2010. Index synonymique de la Flore d'Afrique du nord. Volume 1 : Pteridophyta, Gymnospermae, Monocotyledonae. Éditions des Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève. Pub. hors-série n° 11, 455 p.
- Dung Nguyen TD, Jung MK and Sun Chul. 2008. Chemical composition, antimicrobial and antioxidant activities of the essential oil and the ethanol extract of *Cleistocalyx operculatus* (Roxb.) Merr and Perry buds. Food and Chemical Toxicology, 46 (12) : 3632-3639. [DOI: 10.1016/j.fct.2008.09.013](https://doi.org/10.1016/j.fct.2008.09.013)
- Ebrahimabadi EH, Ghoreishi SM, Masoum S and Ebrahimabadi AH. 2016. Combination of GC/FID/mass spectrometry fingerprints and multivariate calibration techniques for recognition of antimicrobial constituents of *Myrtus communis* L. essential oil. J. Chromatogr. B. Analyt. Technol. Biomed. Life Sci., 1008 : 50-57. [https://Doi.org/10.1016/j.jchromb.2015.11.010](https://doi.org/10.1016/j.jchromb.2015.11.010)
- Eduardo L, Farias T, Silva G, Lopes F and Ferreira S. 2017. Antibacterial potential of the alpha-pinene positive enantiomer against the strain *Proteus mirabilis*. Conference: MOL2NET 2017, International Conference on Multidisciplinary Sciences, 3rd ed. [DOI: 10.3390/mol2net-03-04935](https://doi.org/10.3390/mol2net-03-04935)
- El Hartiti H, El Mostaphi A, Barrahi M, Ben Ali A, Chahboun N, Amiyare R, Zarrouk A, Bourkhiss B and Ouhssine M. 2020. Chemical composition and antibacterial activity of the essential oil of *Myrtus communis* leaves. Karbala Inter. J. of Modern Science, 6 (3) Article 3. [https://Doi.org/10.33640/2405-609X.1546](https://doi.org/10.33640/2405-609X.1546)
- Erdogan Eliuz EA, Ayas D and Goksen G. 2017. *In vitro* phototoxicity and antimicrobial activity of volatile oil obtained from some aromatic plants. Journal of essential oil bearing plants, 20 (3) : 758 - 768. [DOI: 10.1080/0972060X.2017.1331141](https://doi.org/10.1080/0972060X.2017.1331141)
- European Pharmacopeia. 2002. 4th ed. Council of Europe : Strasbourg Cedex, France, 2.8.12 : 183-184.
- Fadil M, Farah A, Bouchaib I, Haloui T, Lebrazi S and Rachiq S. 2017. Intrapopulation variability of *Myrtus communis* L. growing in Morocco: Chemometric investigation and antibacterial activity. Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants, 7 : 35-40. [DOI: 10.1016/j.jarmap.2017.04.006](https://doi.org/10.1016/j.jarmap.2017.04.006)
- Farah A, Afifi A, Fechtal M, Chhen A, Satrani B, Talbi M and Chaouch A. 2006. Fractional distillation effect on the chemical composition of Moroccan myrtle (*Myrtus communis* L.) essential oils. Flavour and Fragrance Journal, 21 (2) : 351-354. [https://Doi.org/10.1002/ffj.1651](https://doi.org/10.1002/ffj.1651)
- Faucon M. 2012. Traité d'aromathérapie scientifique et médicale. Ed. Sang de la terre, Paris. 880 p.
- Fernandez X et Chemat F. 2012. La chimie des huiles essentielles. Ed. Vuibert, Paris. 288 p.

- Fidon C. 1992. Le Myrte : Mythe et Réalités. Thèse de doctorat en pharmacie, Université de Franche-Comté, Faculté de Médecine et de Pharmacie de Besançon.
- Figueiredo AC, Barroso JG, Pedro LG and Scheffer JJC. 2008. Factors affecting secondary metabolite production in plants : volatile components and essential oils. *Flavour Fragr. J.*, 23 (4) : 213-226. <https://Doi.org/10.1002/ffj.1875>
- Fisher K and Phillips C. 2006. The effect of lemon, orange and bergamot essential oils and their components on the survival of *Campylobacter jejuni*, *E. coli* O157, *Listeria monocytogenes*, *Bacillus cereus* and *Staphylococcus aureus*, *in vitro* and in food systems. *Journal of Applied Microbiology*, 101 (6) : 1232-1240. [DOI: 10.1111/j.1365-2672.2006.03035.x](https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2006.03035.x).
- Fisher K, Rowe C and Phillips C. 2007. The survival of three strains of *Acrobacter butzleri* in the presence of lemon, orange and bergamot essential oils and their components *in vitro* and food. *Letters in Applied Microbiology*, 44 (5) : 495-499. [DOI: 10.1111/j.1472-765X.2006.02106.x](https://doi.org/10.1111/j.1472-765X.2006.02106.x).
- Fisher R and Phillips. 2008. Potentiel antimicrobial uses of essential oils in food : is citrus the answer ? A review. *Trends in Food Science and Technology*, 19 (3) : 156-164. [DOI:10.1016/j.tifs.2007.11.006](https://doi.org/10.1016/j.tifs.2007.11.006)
- Flamini G, Cioni PL, Morelli I, Maccioni S and Baldini R. 2004. Phytochemical typologies in some populations of *Myrtus communis* L. on Caprione Promontory (East Liguria, Italy). *Food Chemistry*, 85 : 599-604. [DOI: 10.1016/j.foodchem.2003.08.005](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2003.08.005)
- Foudil-Cherif Y, Boutarene N and Yassaa N. 2013. Chemical composition of essential oils of Algerian *Myrtus communis* L. and chiral analysis of their leaf volatiles. *J. Essent. Oil Res.*, 25 (5) : 401-407. [https://Doi.org/10.1080/10412905.2013.828323](https://doi.org/10.1080/10412905.2013.828323)
- Funk & Wagnalls. 2004. New Encyclopedia. 432 p. <http://www.Funkandwagnalls.com>
- Gardeli C, Vassiliki P, Athanasios M, Kibouris T and Komaitis M. 2008. Essential oil composition of *Pistacia lentiscus* L. and *Myrtus communis* L.: Evaluation of antioxidant capacity of methanolic extracts. *Food Chemistry*, 107 (3) : 1120-1130. [https://Doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.09.036](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.09.036)
- Garnéro J. 1996. Huiles essentielles. *Techniques de l'Ingénieur*, K 345 (1) : 39 p. <https://www.techniques-ingenieur.fr/base-documentaire/sciences-fundamentales-th8/constant-chimiques-des-solvants-et-produits-42337210/huiles-essentielles-k345/>
- Gattefossé RM. 1937. Aromathérapie - les huiles essentielles hormones végétales. Ed. Librairie des sciences, Girardot et Cie, Paris. 187 p.
- Gattefossé RM. 1938. Antiseptiques essentiels. Ed. Girardot et Cie, Paris. 89 p.
- Ghannadi A and Dezfuly N. 2011. Essential oil analysis of the leaves of persian true myrtle. *Int. J. Med. Arom. Plants*, 1 (2) : 48-50.

- <https://www.researchgate.net/publication/266468356>
- Ghasemi E, Raofie F and Mashkouri-Najafi N. 2011. Application of response surface methodology and central composite design for the optimisation of supercritical fluid extraction of essential oils from *Myrtus communis* L. leaves. Food Chem., 126 (3) : 1449-1453. DOI: [10.1016/j.foodchem.2010.11.135](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.11.135)
- Gniazdowska A, Krasuska U, Andrzejczak O and Soltys D. 2015. Allelopathic compounds as oxidative stress agents: Yes or NO. In : Reactive oxygen and nitrogen species signaling and communication in plants. Springer International Publishing, New York. 155-176. DOI: [10.1007/978-3-319-10079-1_8](https://doi.org/10.1007/978-3-319-10079-1_8)
- Goetz P et Ghedira K. 2012. *Myrtus communis* L. (Myrtaceae): Myrte. In : Phytothérapie anti-infectieuse, Collection Phytothérapie Pratique. Springer Paris. 313-320. [https://Doi.org/10.1007/978-2-8178-0058-5_21](https://doi.org/10.1007/978-2-8178-0058-5_21)
- Gomes TAT, Elias WP, Scaletsky ICA, Guth BET, Rodrigues JF, Piazza RMF, Ferreira LCS, Martinez MB. 2016. Medical Microbiology: Diarrheagenic *Escherichia coli*. Brazilian Journal of Microbiology, 47 (Supplement 1) : 3-30. DOI: [10.1016/j.bjm.2016.10.015](https://doi.org/10.1016/j.bjm.2016.10.015)
- Gonuz A and Dulger B. 2004. Antimicrobial activity of certain plants used in Turkish traditional medicine. Asian J. Plant Sci., 3 (1) : 104-107. DOI: [10.3923/ajps.2004.104.107](https://doi.org/10.3923/ajps.2004.104.107)
- González-Varo JP, Arroyo J and Aparicio A. 2009. Effects of fragmentation on pollinator assemblage, pollen limitation and seed production of Mediterranean myrtle (*Myrtus communis*). Biological Conservation, 142 : 1058-1065. DOI: [10.1016/j.biocon.2009.01.017](https://doi.org/10.1016/j.biocon.2009.01.017)
- Gortzi O, Lalas S, Chinou I and Tsaknis J. 2006. Reevaluation of antimicrobial and antioxidant activity of *Thymus spp.* extracts before and after encapsulation in liposomes. J. Food Protect., 69 (12) : 2998-3005. DOI: [10.4315/0362-028x-69.12.299](https://doi.org/10.4315/0362-028x-69.12.299)
- Govaerts R. 2020. World Checklist of Selected Plant Families (version Aug 2017). In: Roskov Y, Ower G, Orrell T, Nicolson D, Bailly N, Kirk PM, Bourgoin T, DeWalt RE, Decock W, van Nieukerken EJ, Penev L. Species 2000 & ITIS Catalogue of Life, 2020-12-01. Digital resource at www.catalogueoflife.org. Species 2000: Naturalis, Leiden, Netherlands. ISSN 2405-8858.
- Gündüz GT, Gönül SA and Karapinar M. 2009. Efficacy of myrtle oil against *Salmonella typhimurium* on fresh produce. Int. J. Food Microbiol., 130 (2) : 147-150. DOI: [10.1016/j.ijfoodmicro.2009.01.010](https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2009.01.010)
- Hammiche V and Maiza K. 2006. Traditional medicine in Central Sahara : Pharmacopeia of Tassili N'ajjer. Journal of Ethnopharmacology, 105 (3) : 358-367. DOI: [10.1016/j.jep.2005.11.028](https://doi.org/10.1016/j.jep.2005.11.028)

- Harassi Y, Tilaoui M, Idir, Frédéric J, Baudino S, Ajouaoi S, Ait Mouse H and Ziad A. 2018. Phytochemical analysis, cytotoxic and antioxidant activities of *Myrtus communis* essential oil from Morocco. Journal of Complementary and Integrative Medicine, De Gruyter. <https://Doi.org/10.1515/jcim-2018-0100>
- Hashemi SMB, Khorram SB and Sohrabi M. 2017. Antioxidant Activity of Essential Oils in Foods. 247-265 in Essential oils in food processing : chemistry, safety and applications. Chap 8. John Wiley & sons Ltd. 2018. Oxford, UK. <https://Doi.org/10.1002/9781119149392>.
- Hayder N, Kilani S, Abdelwahed A, Mahmoud A, Meftahi K, Chibani JB, Ghedira K and Chekir-Ghedira L. 2003. Antimutagenic activity of aqueous extracts and essential oil isolated from *Myrtus communis*. Pharmazie, 58 (7) : 523-524. <https://www.researchgate.net/publication/10636414>
- Hayder N, Abdelwahed A, Kilani S, Ben Ammar B, Mahmoud A and Ghedira K. 2004. Antigenotoxic and free-radical scavenging activities of extracts from (Tunisian) *Myrtus communis*. Mutat. Res., 564 (1) : 89-95. DOI: [10.1016/j.mrgentox.2004.08.001](https://doi.org/10.1016/j.mrgentox.2004.08.001)
- Hebi M et Eddouks M. 2016. Evaluation de l'activité antioxydante de *Stevia rebaudiana*. Phytothérapie, (14) : 17-22. <https://Doi.org/10.1007/s10298-015-0999-y>
- Hendry ER, Worthington T, Conway BR and Lambert PA. 2009. Antimicrobial efficacy of eucalyptus oil and 1,8-cineole alone and in combination with chlorhexidine digluconate against microorganisms grown in planktonic and biofilm cultures. J. Antimicrob. Chemother., 64 (6) : 1219-1225. DOI: [10.1093/jac/dkp362](https://doi.org/10.1093/jac/dkp362)
- Hennia A, Brada M, Nemmiche S, Fauconnier ML and Lognay G. 2015. Chemical composition and antibacterial activity of the essential oils of Algerian *Myrtus communis* L. Journal of Essential Oil Research, 27 (4) : 324-328. <https://Doi.org/10.1080/10412905.2015.1023905>
- Hennia A. 2016. Extraction et étude de l'activité biologique des huiles essentielles du Myrte (*Myrtus communis* L.). Thèse de doctorat en sciences agronomique, Biochimie végétale, Université Abdelhamid Ibn Badis de Mostaganem, Faculté SNV. 162 p.
- Hennia A, Graça Miguel M and Nemmiche S. 2018. Antioxidant activity of *Myrtus communis* L. and *Myrtus nivellei* Batt. & Trab. Extracts: A Brief Review. Medicines, 5 (3) : 89 p. <https://Doi.org/10.3390/medicines5030089>
- Herrera CM. 1984. A study of avian frugivores, bird-dispersed plants, and their interaction in Mediterranean scrublands. Ecological Monographs, 54 (1) : 1-23. <https://Doi.org/10.2307/1942454>
- Hettiarachichi DS. 2008. Volatile oil content determination in the Australian sandalwood industry: Towards a standardised method. Sandalwood Research Newsletter, 23 : 1-4.

- Heywood VH. 1996. Flowering plants of the world. B.T. Batsford, Ltd, ISBN 13: 9780713474220 London. *In* : Grattapaglia D, Vaillancourt RE, Shepherd M, Thumma BR, Foley W, Kulheim C, Potts BM and Myburg AA. 2012. Progress in Myrtaceae genetics and genomics : Eucalyptus as the pivotal genus. *Tree Genetics Genomes*, 8 : 463-508. [DOI: 10.1007/s11295-012-0491-x](https://doi.org/10.1007/s11295-012-0491-x)
- Hosseinzadeh H, Khoshdel M and Ghorbani M. 2011. Antinociceptive, anti-inflammatory effects and acute toxicity of aqueous and ethanolic extracts of *Myrtus communis* L. aerial parts in mice. *J. Acupunct. Meridian Stud.*, 4 (4) : 242-247. [DOI: 10.1016/j.jams.2011.09.015](https://doi.org/10.1016/j.jams.2011.09.015)
- Iazzourene G, Mouhouche F and Hazzit M. 2014. Antioxidant and insecticidal activity of Algerian *Myrtus communis* L. extracts. *Int. J. of Agric. Sci. And Research (IJASR)*, 4 (6) :193-202. [DOI: 10.13140/RG.2.2.18995.07205](https://doi.org/10.13140/RG.2.2.18995.07205)
- ISO. 1997. Norme ISO 9235 : Matières premières d'origine naturelle -Vocabulaire, 2 p.
- Jacobsen SM, Stickler DJ, Mobley HLT and Shirliff ME. 2008. Complicated catheter-associated urinary tract infections due to *Escherichia coli* and *Proteus mirabilis*. *Clinical Microbiology Reviews* : American Society for Microbiology. 21 (1) : 26-59. [DOI: 10.1128/CMR.00019-07](https://doi.org/10.1128/CMR.00019-07)
- Jerkovic I, Radonic A and Borcic I. 2002. Comparative study of leaf, fruit and flower essential oils of Croatian *Myrtus communis* L. during a one-year vegetative cycle. *Journal of Essential Oil Research*, 14 (4) : 266-270. [https://Doi.org/10.1080/10412905.2002.9699849](https://doi.org/10.1080/10412905.2002.9699849)
- Jochum GM, Mudge KW and Thomas RB. 2007. Elevated temperatures increase leaf senescence and root secondary metabolite concentrations in the understory herb *Panax quinquefolius* (Araliaceae). *Am. J. Bot.*, 94 (5) : 819-826. <http://www.as.wvu.edu/~rthomas/publications/Jochum2007.pdf>
- Jollois R, Franchomme P et Pénéol D. 2001. L'aromathérapie exactement : Encyclopédie de l'utilisation thérapeutique des huiles essentielles. Ed. Roger Jollois. 445p. <http://voila.mes.photo.free.fr/livre/plante%20medicinale/L%27aromath%C3%A9rapie%20exactement.pdf>
- Joulain D. 1994. Methods for analyzing essential oils. *Modern analysis methodologies: use and abuse. Perfumer*, 19 : 5-17. <https://img.perfumerflavorist.com/files/base/allured/all/document/2016/02/pf.9415.pdf>
- Jukić M and Miloš M. 2005. Catalytic oxidation properties of thyme essential oils (*Thymus Vulgarae* L.). *Croat. Chem. Acta*, 78 (1) : 105-110. <https://hrcak.srce.hr/file/4667>
- Kaloustian J et Hadji-Minaglou F. 2012. La connaissance des huiles essentielles. *Qualitologie et aromathérapie*. Springer. 210 p.

- Karam S. 2004. Application de la méthodologie des plans d'expériences et de l'analyse de données à l'optimisation des processus de dépôt. Thèse de doctorat en Electronique des hautes fréquences et optoélectronique, Faculté des Sciences et Techniques, Université de Limoge. 234 p.
- Khan M, Al-Mansour M, Mousa AA and Alkathlan HZ. 2014. Compositional characteristics of the essential oil of *Myrtus communis* grown in the central part of Saudi Arabia. *Journal of Essential Oil Research*, 26 (1) : 13-18.
[DOI: 10.1080/10412905.2013.820671](https://doi.org/10.1080/10412905.2013.820671)
- Kotiranta A, Lounatmaa K and Haapasalo M. 2000. Epidemiology and pathogenesis of *Bacillus cereus* infections. Elsevier : *Microbes and Infection*, 2 (2) : 189-198.
[DOI: 10.1016/s1286-4579\(00\)00269-0](https://doi.org/10.1016/s1286-4579(00)00269-0)
- Koukos PK, Papadopoulou KI, Papagiannopoulos AD and Patiaka DT. 2001. Chemicals from Greek forestry biomass: constituents of the leaf oil of *Myrtus communis* L. grown in Greece. *Journal of Essential Oil Research*, 13 (4) : 245-246.
[https://Doi.org/10.1080/10412905.2001.9699683](https://doi.org/10.1080/10412905.2001.9699683)
- Kovats E. 1958. Gas-chromatographische Charakterisierung organischer Verbindungen. Teil 1: Retentions indices aliphatischer Halogenide, Alkohole, Aldehyde und Ketone. *Helv. Chim. Acta*, 41 (7) : 1915-1932. [DOI: 10.1002/hlca.19580410703](https://doi.org/10.1002/hlca.19580410703)
- Lahlou M. 2001. Contribution à l'étude des activités antiparasitaires et insecticides par les plantes médicinales Marocaines. Thèse de doctorat, Faculté des Sciences de Ain Chock, Casablanca, Maroc. 300 p.
- Lahlou M. 2004. Methods to study phytochemistry and bioactivity of essential oils. *Phytother Res.*, 18 (6) : 435-448. [DOI: 10.1002/ptr.1465](https://doi.org/10.1002/ptr.1465)
- Laurent J. 2017. Conseils et utilisations des huiles essentielles les plus courantes en officine. Thèse de doctorat, Faculté des sciences pharmaceutiques, Université Paul Sabatier Toulouse III. 219 p.
- Lawrence BM. 2012. *Essential oils*, 9 : 2008-2011. Allured Pub. Corp. 9^{ème} éd. 284 p.
- Lobstein A, Anton R, Boutefnouchet S, Chevallier V, Faucon M, Gommez-Mazaingue G, El Khiari I, Guillemin E, Hilpiper C et Malaquin-Pavan E. 2018. Aromathérapie scientifique : préconisations pour la pratique clinique, l'enseignement et la recherche. Consensus d'experts destiné aux professionnels de santé et aux décideurs exerçant en milieux de soins (hospitalier ou médico-social). 177 p.
- Lograda T, Ramdani M, Chalard P, Figueredo G and Deghar A. 2014. Chemical Analysis and antimicrobial activity of *Teucrium polium* L. essential oils from eastern Algeria. *American Journal of Advanced Drug Delivery*, 2 (6) : 697-710. <https://hal.archives-ouvertes.fr/hal-01122151>

- Lucas EJ, Harris SA, Mazine FF, Belsham SR, Lughadha EMN, Perry A, Gasson P and Chase M. 2007. Suprageneric phylogenetics of *Myrteae*, the generically richest tribe in Myrtaceae (Myrtales) Taxon. 56 : 1105-1128. [DOI: 10.2307/25065906](https://doi.org/10.2307/25065906)
- Lucchesi ME, Chemat F and Smadja J. 2004. Solvent free microwave extraction of essential oil from aromatic herbs. Comparison with conventional hydro-distillation. J. Chromatogr. A, 1043 (2) : 323-327. [DOI: 10.1016/j.chroma.2004.05.083](https://doi.org/10.1016/j.chroma.2004.05.083)
- Lucchesi ME. 2005. Extraction sans solvant assistée par micro-ondes - conception et application à l'extraction des huiles essentielles. Thèse de doctorat, Université de La Réunion, France. 72 p.
- Mahboubi M. 2016. *Myrtus communis* L. and its application in treatment of Recurrent *Apthous Stomatitis*. J. Ethnopharmacol., 4 (193) : 481-489. [DOI: 10.1016/j.jep.2016.09.054](https://doi.org/10.1016/j.jep.2016.09.054)
- Mahboubi M. 2017. Effectiveness of *Myrtus communis* in the treatment of hemorrhoids. J. Integr. Med., (5) : 351-358. [DOI: 10.1016/S2095-4964\(17\)60340-6](https://doi.org/10.1016/S2095-4964(17)60340-6)
- Mahmoudvand H, Ezzatkah F, Sharififar F, Sharifi I and Dezaki ES. 2015a. Antileishmanial and cytotoxic effects of essential oil and methanolic extract of *Myrtus communis* L. Korean J. Parasitol., 53 (1) : 21-27. [DOI: 10.3347/kjp.2015.53.1.21](https://doi.org/10.3347/kjp.2015.53.1.21)
- Maiza K. 2008. Pharmacopée traditionnelle saharienne : Sahara algérien. Thèse de Doctorat en Pharmacie, Université d'Alger. 386 p.
- Mann CM, Cox SD and Markham JL. 2000. The outer membrane of *Pseudomonas aeruginosa* NCTC6749 contributes to its tolerance to the essential oil of *Melaleuca alternifolia* (tea tree oil). Lett. Applied Microbiology, 30 (4) : 294-297. [DOI: 10.1046/j.1472-765x.2000.00712.x](https://doi.org/10.1046/j.1472-765x.2000.00712.x)
- Mansour A, Celano R, Mencherini T, Picerno P, Piccinelli AL, Foudil-Cherif Y, Csupor D, Rahili G, Yahi N, Nabavi SM, Aquino RP and Rastrelli L. 2017. A new cineol derivative, polyphenols and norterpeneoids from Saharan myrtle tea (*Myrtus nivellei*): Isolation, structure determination, quantitative determination and antioxidant activity. Fitoterapia, 119 : 32-39. [DOI: 10.1016/j.fitote.2017.03.013](https://doi.org/10.1016/j.fitote.2017.03.013)
- Martinetti P. 2013. Mon guide des huiles essentielles. Ed. Lanore. 256 p.
- Marzouki H, Elaissi A, Khaldi A, Bouzid S, Falconieri D, Marongiu B, Piras A and Porcedda S. 2009. Seasonal and geographical variation of *Laurus nobilis* L. essential oil from Tunisia. The Open Natural Products Journal, Vol. 2 : 86-91. [DOI: 10.2174/1874848100902010086](https://doi.org/10.2174/1874848100902010086)
- McNair HM and Miller JM. 1997. Basic Gas chromatography. Wiley-Blackwell Interscience, USA. 224 p.

- Messaoud C, Béjaoui A and Boussaid M. 2011. Fruit color, chemical and genetic diversity and structure of *Myrtus communis* L. var. *italica* Mill. Morph. populations. *Biochemical Systematics and Ecology*, 39 (4-6) : 570-580.
<https://doi.org/10.1016/j.bse.2011.08.008>
- Messaoud C, Laabidi A and Boussaid M. 2012. *Myrtus communis* L. infusions: The effect of infusion time on phytochemical composition, antioxidant, and antimicrobial activities. *J. Food Sci.*, 77 (9) : 941-947. [DOI: 10.1111/j.1750-3841.2012.02849.x](https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2012.02849.x)
- Migliore J. 2011. Empreintes des changements environnementaux sur la phylogéographie du genre *Myrtus* en méditerranée et au Sahara. Thèse de doctorat en biologie des populations et écologie, Faculté des Sciences et Techniques, Université Paul Cézanne d'Aix-Marseille III, France. 255 p.
- Migliore J, Baumel A, Juin M and Médail F. 2012. From Mediterranean shores to central Saharan mountains: Key phylogeographical insights from the genus *Myrtus*. *J. Biogeogr.*, 39 : 942-956. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2699.2011.02646.x>
- Miguel MG. 2010. Antioxidant and anti-inflammatory activities of essential oils: a short review. *Molecules*, 15 : 9252-9287.
- Mimica-Dukic N, Bugarin D, Grbovic S, Mitić-Ćulafić D, Vuković-Gačić B, Orčić D, Jovin E and 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>
- Mohammedi Z. 2006. Etude du pouvoir antimicrobien et antioxydant de quelques plantes de la région de Tlemcen. Thèse de magistère, produits naturels, activité biologique et synthèse. Faculté des sciences, Université ABB de Tlemcen.
- Mulas M and Melis RAM. 2011. Essential oil composition of myrtle (*Myrtus communis*) leaves. *Journal of Herbs, Spices and Medicinal Plants*, 17 (1) : 21-34.
<https://doi.org/10.1080/10496475.2011.556986>
- Nabavizadeh M, Abbaszadegan A, Gholami A, Sheikhi R, Shokouhi M, Sedigh Shams M and Ghasemi Y. 2014. Chemical constituent and antimicrobial effect of essential oil from *Myrtus communis* leaves on microorganisms involved in persistent endodontic infection compared to two common endodontic irrigants: An *in vitro* study. *J. Conserv. Dent.*, Sep-Oct 17 (5) : 449-453. [DOI: 10.4103/0972-0707.139836](https://doi.org/10.4103/0972-0707.139836)
- Nassar M, Aboutabl EA, Ahmed RF, El-Khrisy EDA and Ibrahim KM. 2010. Secondary metabolites and bioactivities of *Myrtus communis* L. *Pharmacognosy Res.*, 2 (6) : 325-329. [DOI: 10.4103/0974-8490.75449](https://doi.org/10.4103/0974-8490.75449)
- NIST (National Institute of Standards and Technology). 1999. PC version 1.7 of the NIST/EPA/NIH Mass Spectral Library.

- NIST. 2002. Mass Spectral Search Program for the NIST/EPA/NIH Mass Spectral Library, vers. 2.0. Fiveash data, USA.
- Onal S, Timur S, Okutucu B and Zihnioğlu F. 2005. Inhibition of alpha-glucosidase by aqueous extracts of some potent antidiabetic medicinal herbs. *Prep. Biochem. Biotechnol.*, 35 (1) : 29-36. [DOI: 10.1081/PB-200041438](https://doi.org/10.1081/PB-200041438)
- Ounoughi A, Ramdani M, Lograda T, Chalard P and Figueredo G. 2020. Chemotypes and antibacterial activities of *Inula viscosa* essential oils. *Biodiversitas*, 21 (4) : 1504-1517 [DOI: 10.13057/biodiv/d210431](https://doi.org/10.13057/biodiv/d210431)
- Owlia P, Sadari H, Rasooli I and Sefidkon F. 2009. Antimicrobial characteristics of some herbal oils on *Pseudomonas aeruginosa* with spectral reference to their chemical compositions. *Iran. J. Pharm. Res.*, 8 (2) : 107-114. <https://www.researchgate.net/publication/26627333>
- Owlia P, Moein Najafabadi L, Mousavi Nadoshan S, Rasooli I and Sadari H. 2010. Effects of sub-minimal inhibitory concentrations of some essential oils on virulence factors of *Pseudomonas aeruginosa*. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*, 13 (4) : 465-476. [https://Doi.org/10.1080/0972060X.2010.10643851](https://doi.org/10.1080/0972060X.2010.10643851)
- Oyedemi SO, Okoh AI, Mabinya LV, Pirochenva G and Afolayan AJ. 2009. The proposed mechanism of bactericidal action of eugenol, α -terpineol and g-terpinene against *Listeria monocytogenes*, *Streptococcus pyogenes*, *Proteus vulgaris* and *Escherichia coli*. *Afr. J. Biotechnol.*, 8 (7) : 1280-1286. <https://www.ajol.info/index.php/ajb/article/view/60106>
- Özek T, Demirci B and Baser KHC. 2000. Chemical composition of Turkish myrtle oil. *Journal of Essential Oil Research*, 12 : 541-544. [https://Doi.org/10.1080/10412905.2000.9712154](https://doi.org/10.1080/10412905.2000.9712154)
- Pereira PC, Cebola M-J and Bernardo-Gil MG. 2009. Evolution of the yields and composition of essential oil from Portuguese myrtle (*Myrtus communis* L.) through the vegetative cycle. *Molecules*, 14 : 3094-3105. [DOI: 10.3390/molecules14083094](https://doi.org/10.3390/molecules14083094)
- Pereira P, Cebola M-J, Oliveira MC, Gil MGB. 2015. Supercritical fluid extraction vs conventional extraction of myrtle leaves and berries: Comparison of antioxidant activity and identification of bioactive compounds. *J. Supercrit. Fluids*, 113 : 1-9. [DOI: 10.1016/j.supflu.2015.09.006](https://doi.org/10.1016/j.supflu.2015.09.006)
- Pereira P, Cebola M-J, Oliveira MC, Gil MGB. 2017. Antioxidant capacity and identification of bioactive compounds of *Myrtus communis* L. extract obtained by ultrasound-assisted extraction. *J. Food Sci. Technol.*, 54 (13) : 4362-4369. [DOI: 10.1007/s13197-017-2907-y](https://doi.org/10.1007/s13197-017-2907-y)
- Peyron L. 1970. L'essence de Myrte Estérel. *Plantes médicinales et phytothérapie*, 4 : 279-285.

- Pezhmanmehr M, Dastan D, Ebrahimi SN and Hadian J. 2009. Essential oil constituents of leaves and fruits of *Myrtus communis* L. from Iran. Journal of Essential Oil Bearing Plants, 75 (09) : 123-129. [DOI: 10.1055/s-0029-1234969](https://doi.org/10.1055/s-0029-1234969)
- Pharmacopée Européenne. 2017. Huiles essentielles - Aetherolea. 9^{ème} éd. EDQM.
- Pharmacopée Française. 2013. Monographie de l'huile essentielle de myrte. 11^{ème} éd. Agence Nationale de Sécurité du Médicament et des produits de santé (ANSM). https://www.ansm.sante.fr/var/ansm_site/storage/original/application/c93eeba365ff6d69c8d08a9b615c6ad9.pdf
- Piochon M. 2008. Étude des huiles essentielles d'espèces végétales de la flore aurentienne : composition chimique, activités pharmacologiques et hémi-synthèse. Thèse de doctorat, Université du Québec. 200 p.
- Pirbalouti AG, Hamedi B, Mehravar L and Firouznezhad M. 2014. Diversity in chemical composition and antibacterial activity of the essential oils of wild populations of myrtle from natural habitats in southwestern Iran. Indian Journal of Traditional Knowledge, 13 (3) : 484-489. <https://www.researchgate.net/publication/262971974>
- Ponce AG, Fritz R, Del Valle C and Roura SI. 2003. Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard. Lebensmittel-Wissenschaft und Technologie, 36 (7) : 679-684. [DOI: 10.1016/S0023-6438\(03\)00088-4](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(03)00088-4)
- Quézel P et Santa S. 1962. Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Éditions du Centre national de la Recherche scientifique. Paris. 1170 p.
- Quézel P. 1965. La végétation du Sahara, du Tchad à la Mauritanie. Geobotanica selecta, Ed. Prof. Gustaf Fischer Verlag, Stuttgart. Allemagne. 345 p.
- Rached W, Benamar H, Bennaceur M and Marouf A. 2010. Screening of the antioxidant potential of some Algerian indigenous plants. J. Biol. Sci., 10 : 316-324. [DOI: 10.3923/jbs.2010.316.324](https://doi.org/10.3923/jbs.2010.316.324)
- Rached W, Bennaceur M, Barros L, Calhelha RC, Heleno S, Alves MJ, Carvalho AM, Marouf A and Ferreira ICFR. 2017. Detailed phytochemical characterization and bioactive properties of *Myrtus nivelli* Batt & Trab. Food Funct., 20 : 3111-3119. [DOI: 10.1039/c7fo00744b](https://doi.org/10.1039/c7fo00744b)
- Ramdane F, Mahammed MH, Didi M, Hadj O, Chanai A, Hammoudi R, Hillali N, Mesrouk H, Bouafia I and Bahaz C. 2015. Ethnobotanical study of some medicinal plants from Hoggar. Algerian Journal of Med. Plants Res., 9 (30) : 820-827. [DOI: 10.5897/JMPR2015.5805](https://doi.org/10.5897/JMPR2015.5805)
- Ramdane F, Essid R, Fares N, El Ouassis D, Aziz S, Hadj Mahammed M, Ould Hadj MD and Limam F. 2017. Antioxidant antileishmanial cytotoxic and antimicrobial activities of a local plant *Myrtus nivellei* from Algeria Sahara. Asian Pac. J. Trop. Biomed., 7 (8) : 702-707. [http://dx.Doi.org/10.1016/j.apjtb.2017.07.011](http://dx.doi.org/10.1016/j.apjtb.2017.07.011)

- Ramdani M, Lograda T, Silini H, Zeraib A, Chalard P, Figueredo G, Bouchaala M and Zerrar S. 2013. Antimicrobial activity of essential oils of *Juniperus phoenicea* from eastern Algeria. *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 3 (11): 22-28. DOI: [10.7324/JAPS.2013.31105](https://doi.org/10.7324/JAPS.2013.31105)
- Ramdani M, Lograda T, Chalard P and Figueredo G. 2015. Phytochemistry, antimicrobial activity and chromosome number of two species of *Daphne* from Algeria. *International Journal of Advances in Pharmacy, Biology and Chemistry*, 4 (1) : 7-17. <https://www.researchgate.net/publication/281208305>
- Randrianarivelo R, Sarter S, Odoux E, Brat P, Lebrun M, Romestand B, Menut C, Andrianoeliso H-S, Raherimandimby M and Danthu P. 2009. Composition and antimicrobial activity of essential oils of *Cinnamosma fragrans*. *Food Chemistry*, 114 (2) : 680-684. DOI: [10.1016/j.foodchem.2008.10.007](https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.10.007)
- Rasooli I, Moosavi ML, Rezaee MB and Jaimand K. 2002. Susceptibility of Microorganisms to *Myrtus communis* L. essential oil and its chemical composition. *J. Agric. Sci. Technol.*, 4 (3) : 127-133. DOI: [10.1.1.1020.6099](https://doi.org/10.1.1.1020.6099)
- Rojas-Escudero E, Alarcón-Jiménez AL, Elizalde-Galván P and Rojo-Callejas F. 2004. Optimization of carbohydrate silylation for gas chromatography. *Journal of Chromatography A*, 1027 : 117-120. DOI: [10.1016/j.chroma.2003.10.131](https://doi.org/10.1016/j.chroma.2003.10.131)
- Romeilah RM. 2016. Chemical composition, antioxidant, anticancer activities and biological effects of *Myrtus communis* L. and *organum vulgare* essential oils. *Asian J. Biochem.*, 11 : 104-117. DOI: [10.3923/ajb.2016.104.117](https://doi.org/10.3923/ajb.2016.104.117)
- Rossi PG, Panighi J, Luciani A, Rocca-Serra DDe, Maury J, Gonny M, Muselli A, Bolla J-M and Berti L. 2007. Antibacterial action of essential oils from Corsica. *Journal of Essential Oil Research*, 19 : 176-182. [https://Doi.org/10.1080/10412905.2007.9699254](https://doi.org/10.1080/10412905.2007.9699254)
- Rowshan V, Najafian S and Tarakemeh A. 2012. Essential oil chemical composition changes affected by leaf ontogeny stages of myrtle (*Myrtus communis* L.). *Int. J. Med. Arom. Plants*, 2 (1) : 114-117. <https://www.researchgate.net/publication/330438599>
- Rubeto G and Baratta MT. 2000. Antioxidant activity of selected essential oil components in two lipid model systems. *Food Chemistry*, 69 (2) : 167-174. DOI: [10.1016/S0308-8146\(99\)00247-2](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(99)00247-2)
- Ruiz-Garbajosa P, Canton R, Pintado V, Coque TM, Willems R, Baquero F. 2006. Genetic and phenotypic differences among *Enterococcus faecalis* clones from intestinal colonisation and invasive disease. *Clinical Microbiology and Infection*, ESCMID, 12 : 1193-1198. DOI: [10.1111/j.1469-0691.2006.01533.x](https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2006.01533.x)
- Sadiki M, Balouiri M, Barkai H, Maataoui H, Ibnsoud Koraichi S and Elabed S. 2014. Synergistic antibacterial effect of *Myrtus communis* and *Thymus vulgaris* essential oils

- fractional inhibitory concentration index. Int. J. of Pharm. and Pharmaceutical Sci., 6 (6) : 121-124. <https://www.researchgate.net/publication/262067985>
- Salimi Beni A, Kochehi Shahmokhtar M, Masoumias A and Khajehsharifi H. 2017. Phytochemical and biological studies of some myrtus (*Myrtus communis* L.) populations of south west region of Zagros (Iran). Natu. Prod. Chem. Res., 5 (7) : 290. DOI: [10.4172/2329-6836.1000290](https://doi.org/10.4172/2329-6836.1000290)
- Salton MRJ and Tomasz A. 1974. Mode of action of antibiotics on microbial walls and membranes. Ann. NY. Sci., 235 : 1-31.
- Salvagnini LE, Oliveira JRS, dos Santos LE, Moreira RRD and Pietro RCLR. 2008. Avaliação da atividade antibacteriana de folhas de *Myrtus communis* L. (Myrtaceae). Braz. J. Pharmacogn., 18 : 242-244. <https://doi.org/10.1590/S0102-695X2008000200018>
- Santos RP, Nunes EP, Nascimento RF, Santiago GMP, Menezes GHA, Silveira ER and Pessoa ODL. 2006. Chemical composition and larvicidal activity of the essential oils of *Cordia leucomalloides* and *Cordia curassavica* from the Northeast of Brazil. J. Braz. Chem. Soc., 17 (5) : 1027-1030. <https://doi.org/10.1590/S0103-50532006000500030>
- Satrani B, Farahe A et Talbi M. 2006. Effet de la distillation fractionnée sur la composition chimique et l'activité antimicrobienne des huiles essentielles du Myrte (*Myrtus communis* L.) du Maroc. Acta Bot. Gallica, 53 (2) : 235-242. DOI: [10.1080/12538078.2006.10515539](https://doi.org/10.1080/12538078.2006.10515539)
- Savikin-Fodulovic KP, Bulatovic VM, Menkovic NR and Grubisic DV. 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://www.researchgate.net/publication/298203250>
- Semmler FW and Bartelt K. 1907. Myrtenol, a primary alcohol C₁₀H₁₆O from the ethereal oil of *Myrtus communis* L. I. Chem. Inst. Univ. Berlin, 40 : 1363-1377
- Senatore F, Carmen Formisano C, Napolitano F, Rigano D and Özcan M. 2013. Chemical composition and antibacterial activity of essential oil of *Myrtus communis* L. growing wild in Italy and Turkey. Journal of essential oil bearing plants, 9 (2) : 162-169. <https://doi.org/10.1080/0972060X.2006.10643489>
- Serce S, Ercisli S, Sengul M, Gunduz K and Orhan E. 2010. Antioxidant activities and fatty acid composition of wild grown myrtle (*Myrtus communis* L.) fruits. Pharmacogn. Mag., 6 : 9-12. DOI: [10.4103/0973-1296.59960](https://doi.org/10.4103/0973-1296.59960)
- Shahbazian D, Karami A, Eshghi S and Maggi F. 2018. Variation in the essential oil yields and compositions of Myrtle (*Myrtus communis* L.) populations collected from natural

- habitats of Southern Iran. *Journal of Essential Oil Research*, 30 (5) : 369-378. DOI: [10.1080/10412905.2018.1486745](https://doi.org/10.1080/10412905.2018.1486745)
- Sharma P, Bhushan Jha A, Dubey RS and Pessarakli M. 2012. Reactive oxygen species, oxidative damage, and antioxidative defense mechanism in plants under stressful conditions. *Journal of botany*, vol. 2012. [https://Doi.org/10.1155/2012/217037](https://doi.org/10.1155/2012/217037)
- Shoshtari ZV, Rahimmalek M, Sabzalian MR and Hosseini H. 2017. Essential oil and bioactive compounds variation in myrtle (*Myrtus communis* L.) as affected by seasonal variation and salt stress. *Chem. Biodivers.*, 14 (4). DOI: [10.1002/cbdv.201600365](https://doi.org/10.1002/cbdv.201600365)
- Siadat SA, Direkvand-Moghadam F and Poshtdar A. 2016. Phytochemical of constituents of essential oil from *Myrtus communis* L. by GC-MS analysis. *Adv. Herb. Med.*, 2 (3) : 33-38. http://futurenatprod.skums.ac.ir/article_35207.html
- Silano V and Delbò M. 2008. Assessment report on *Foeniculum vulgare* Miller. EMEA, European Medicines Agency, London. 23 p. https://www.ema.europa.eu/en/documents/herbal-report/assessment-report-foeniculum-vulgare-miller_en.pdf
- Silou T, Loumouamou AN, Loukakou E, Chalchat JC and Figueredo J. 2009. Intra and interspecific variations of yield and chemical composition of essential oils from five Eucalyptus species growing in the Congo-Brazzaville. *Corymbia Subgenus Journal of Essential Oil Research*, 21 (3) : 203-211. DOI: [10.1080/10412905.2009.9700149](https://doi.org/10.1080/10412905.2009.9700149)
- Silva A, Lopes P, Azevedo M, Costa D, Alviano C and Alviano D. 2012. Biological Activities of α -pinene and β -pinene Enantiomers. *Molecules* (Basel, Switzerland), 17 (6) : 6305-6316. DOI: [10.3390/molecules17066305](https://doi.org/10.3390/molecules17066305)
- Stefanini MB, Ming LC, Marques MOM, Meireles MAA, Moura LS and Marchese JA. 2006. Seed productivity, yield and composition of the essential oil of fennel *Foeniculum vulgare* var. *dulcis* in the season of the year. *Rev. Bras. Pl. Med., Botucatu*, 8 : 86-90. [Corpus ID: 110036723](https://doi.org/10.1590/S1519-37592006000100007)
- Sumbul S, Aftab Ahmad M, Asif M and Akhtar M. 2011. *Myrtus communis* Linn - A review. *Indian Journal of Natural Products and Resources*, 2 (4) : 395-402. <https://www.researchgate.net/publication/264942435>
- Sytsma KJ, Litt A, Zjhra ML, Pires JC, Nepokroeff M, Conti E, Walker J and Wilson PG. 2004. Clades, clocks, and continents: historical and biogeographical analysis of *Myrtaceae*, *Vochysiaceae*, and relatives in the Southern Hemisphere. *International Journal of Plant Sciences*, 165: 85-105. <http://www.jstor.org/stable/10.1086/421066>
- Taheri A, Seyfan A, Jalalinezhad S and Nasery F. 2013. Antibacterial effect of *Myrtus communis* hydro-alcoholic extract on pathogenic bacteria. *Zahedan J. Res. Med. Sci.*, 15 (6) : 19-24. <https://brief.land/zjrms/articles/92954.html>

- Tassou CC and Nychas GJE. 1995. Antimicrobial activity of the essential oil of Mastic gum (*Pistacia lentiscus* var. *chia*) on gram-positive and gram-negative bacteria in broth and model food systems. *International Biodeterioration & Biodegradation*, 36 (3-4) : 411-420. [https://doi.org/10.1016/0964-8305\(95\)00103-4](https://doi.org/10.1016/0964-8305(95)00103-4)
- Teixeira Duarte MC, Figueira G, Sartoratto A, Garcia Rehder VL and Delarmelina C. 2005. Anti-Candida activity of Brazilian medicinal plants. *Journal of Ethnopharmacology*, 97 (2) : 305-311. [DOI: 10.1016/j.jep.2004.11.016](https://doi.org/10.1016/j.jep.2004.11.016)
- Thaden JT, Pogue JM, Kaye KS. 2017. Role of newer and re-emerging older agents in the treatment of infections caused by carbapenem-resistant Enterobacteriaceae. *Virulence*, 8 (4) : 403-416. [DOI: 10.1080/21505594.2016.1207834](https://doi.org/10.1080/21505594.2016.1207834)
- Tisserand R and Young R. 2014. *Essential oil safety, a guide for health care professionals*. Second edition, Churchill Livingstone, Elsevier. 780 p.
- Touaibia M et Chaouch FZ. 2013. Pouvoir antioxydant des extraits de *Myrtus communis* L. obtenus *in situ* et *in vitro*. *Nature & Technologie, B- Sciences Agronomiques et Biologiques*, 10/Janvier 2014, 3-8.
- Touaibia M et Chaouch FZ. 2014a. Evaluation de l'activité anti-oxydante des extraits aqueux, méthanoïque et éthanoïque de l'espèce saharo-endémique *Myrtus nevillei* Batt et Trab. (Myrtaceae). *Int. J. Innov. Appl. Stud.*, 6 : 407-413.
- Touaibia M et Chaouch FZ. 2014b. Composition de l'huile essentielle et des extraits alcooliques de l'espèce Saharo-endémique *Myrtus nivellei* Batt et Trab (Myrtaceae). *Rev. Bioressour.*, 4 : 13-20. [DOI: 10.12816/0008876](https://doi.org/10.12816/0008876)
- Touaibia M, Chaouch FZ, Chaouia C et Cherif H. 2014c. Caractérisation phytochimique de l'espèce saharo-endémique *Myrtus nivellei* Batt & Trab (Myrtaceae). *Algerian Journal of Natural Products*, 2 (1) : 27-34. [DOI: https://doi.org/10.5281/zenodo.438185](https://doi.org/10.5281/zenodo.438185)
- Touaibia M and Chaouch FZ. 2015. Anti-inflammatory effect of *Myrtus nivellei* Batt & Trab (Myrtaceae) methanolic extract. *J. Fund. Appl. Sci.*, 7 : 77-82. [DOI: 10.4314/jfas.v7i1.6](https://doi.org/10.4314/jfas.v7i1.6)
- Touaibia M. 2016. Chemical composition and anti-inflammatory activity of *Myrtus communis* L. essential oil. *Algerian J. of Arid Environment*, 6 (2) : 73-82. [DOI: 10.12816/0046166](https://doi.org/10.12816/0046166)
- Touaibia M, Chaouch FZ and Saidi F. 2017. Biochemical effects of the Saharan Myrtle. *J. of Natural and Ayurvedic Med.*, 1 (2) 000109. [DOI: 10.23880/jonam-16000109](https://doi.org/10.23880/jonam-16000109)
- Traboulsi AF, Taoubi K, El-Haj S, Bessiere JM and Rammal S. 2002. Insecticidal properties of essential plant oils against the mosquito *Culex pipiens molestus* (Diptera: Culicidae). *Pest Management Science*, 58 : 491-495. <https://doi.org/10.1002/ps.486>

- Tranchant J, Arpino P, Prévôt A, Serpinet J, Vergnol A et Witier P. 1995. Manuel pratique de chromatographie en phase gazeuse. Masson, Paris. 700 p.
- Traveset A, Riera N and Mas RE. 2001. Ecology of fruit-colour polymorphism in *Myrtus communis* L. and differential effects of birds and mammals on seed germination and seedling growth. *Journal of Ecology*, 89 : 749-760.
<https://www.jstor.org/stable/3072149>
- Traveset A, Rodríguez-Pérez J and Pías B. 2008. Seed trait changes in dispersers' guts and consequences for germination and seedling growth. *Ecology*, 89 : 95-106.
<https://Doi.org/10.1890/07-0094.1>
- Tuberoso CIG, Barra A, Angioni A, Sarritzu E and Pirisi FM. 2006. chemical composition of volatiles in sardinian myrtle *Myrtus communis* L. alcoholic extracts and essential oils. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54 : 1420-1426.
<https://Doi.org/10.1021/jf052425g>
- Valnet J. 1971. Aromathérapie : traitement des maladies par les essences des plantes. Librairie Maloine, Paris. 408 p.
- Van den Dool H and Kratz PD. 1963. A generalization of the retention index system including linear temperature programmed gas-liquid partition chromatography. *J. chromatogr.*, 11 : 463-471.
- Venturini N. 2012. Contribution chimique à la définition de la qualité : exemples des spiritueux de myrte (*Myrtus communis* L.) et de cedrat (*Citrus medica* L.) de Corse. Thèse de doctorat en chimie organique, Université Pascal Paoli de Corse, France. 253 p. <tel-00796388>
- Vernin G, Petitjean M, Poite JC, Metzger J, Fraisse KN and Suon KN. 1986. Mass spectra and Kovats' indices databank of volatile aroma compounds, Chap. VII in *Computer Aids to Chemistry*. pp. 294-333.
- Weyerstahl P, Marschall H and Rustaiyan A. 1994. Constituents of the essential oil of *Myrtus communis* L. from Iran. *Flavour and Fragrance Journal*, 9 : 333-337.
<https://Doi.org/10.1002/ffj.2730090610>
- Yadegarinia D, Gachkar L, Rezaei MB, Taghizadeh M, Astaneh SA and Rasooli I. 2006. Biochemical activities of Iranian *Mentha piperita* L. and *Myrtus communis* L. essential oils. *Phytochemistry*, 67 : 1249-1255. DOI: [10.1016/j.phytochem.2006.04.025](https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2006.04.025)
- Yayi E, Gbenou JD, Ahoussi LA, Moudachirou M et Chalchat JC. 2004. *Ocimum gratissimum* L., siège de variations chimiques complexes au cours du développement. *Comptes rendus Chimie*, 7 (10-11) : 1013-1018.
<https://Doi.org/10.1016/j.crci.2003.12.026>
- Zanetti S, Cannas S, Molicotti P, Bua A, Cubeddu M, Porcedda S, Marongiu B and Sechi LA. 2010. Evaluation of the antimicrobial properties of the essential oil of *Myrtus*

- communis* L. against clinical strains of *Mycobacterium spp.* Interdiscip. Perspect. Infect. Dis., 1-4. [DOI: 10.1155/2010/931530](https://doi.org/10.1155/2010/931530)
- Zenebe H, Afework M, Gopalakrishnan V K, Krishna Chaithanya K and Nagaraju B. 2017a. Chemical composition and physicochemical properties of essential oil from *Myrtus communis* L. Int. J. of Pharma. and Cli. Res., 9 (6) : 439-443. [https://Doi.org/10.25258/ijpcr.v9i6.8772](https://doi.org/10.25258/ijpcr.v9i6.8772)
- Zenebe Hagos, Afework M, Gopalakrishnan V K, Krishna Chaithanya K and Nagaraju B. 2017b. Phytochemical screening, *in vitro* antioxidant and antibacterial activities of essential oil from *Myrtus communis* L. Journal of Pharmacy Research, 11 (6) : 747-752.
- Zomorodian K, Moein M, Lori ZG, Ghasemi Y, Rahimi MJ, Bandegani A, Pakshir K, Bazargani A, Mirzamohammadi S and Abbasi N. 2013. Chemical composition and antimicrobial activities of the essential oil from *Myrtus communis* leaves. Journal of Essential Oil Bearing Plants, 16 (1) : 76-84. [DOI: 10.1080/0972060X.2013.764183](https://doi.org/10.1080/0972060X.2013.764183)

ARTICLE
SCIENTIFIQUE

Chemical composition and antimicrobial activity of *Myrtus communis* essential oils from Algeria

YACINE MOHAMADI¹, TAKIA LOGRADA¹, MESSAOUD RAMDANI^{1,✉}, GILLES FIGUEREDO²,
PIERRE CHALARD³

¹Laboratory of Natural Resource Valorization, Faculty of Life and Natural Sciences, Ferhat Abbas University Setif-1. 19000 Setif, Algeria.

✉email: ramdanimesaoud@yahoo.com

²LEXVA Analytique. 460 Rue Du Montant, 63110 Beaumont, France

³Université Clermont Auvergne. CNRS, SIGMA Clermont, ICCF, F-63000 Clermont-Ferrand, France

Manuscript received: 5 December 2020. Revision accepted: 20 January 2021.

Abstract. Mohamadi Y, Lograda T, Ramdani M, Figueredo G, Chalard P. 2021. Chemical composition and antimicrobial activity of *Myrtus communis* essential oils from Algeria. *Biodiversitas* 22: 933-946. The objectives of this study were to determine the chemical composition and the antibacterial activities of *Myrtus communis* essential oils. The aerial parts of the myrtle were collected from nineteen localities of the Algerian coast, and subjected to hydrodistillation. The chemical composition of essential oils was analyzed using gas chromatography coupled with mass spectrometry (GC/MS). The antibacterial activity was evaluated by the disk diffusion method against ten bacterial species. Essential oils of *M. communis* were pale yellow oils, very fragrant, with an average yield of $0.68 \pm 0.6\%$. Forty-six compounds were identified, representing an average of $99.17 \pm 0.6\%$ of total oils. The α -pinene was the most abundant component in the essential oils of all populations studied, with a mean of $50.1 \pm 10.3\%$, followed by 1,8-cineole ($22.27 \pm 4.32\%$), limonene ($5.16 \pm 2.67\%$), linalool ($3.79 \pm 2.97\%$), α -terpineol ($2.75 \pm 1.12\%$), geranyl acetate ($1.95 \pm 0.7\%$) and methyl eugenol ($1.40 \pm 0.98\%$). Myrtenyl acetate was only observed in four populations with significant levels (from 10.66 to 20.94%). Six chemotypes have been identified in these oils. The α -pinene - 1,8-cineole-limonene chemotype was found in the majority of populations. The chemotype of α -pinene-1,8-cineole- α -terphenyl acetate characterizes the Oued El-Aneb population. The α -pinene-neryl formate-limonene chemotype is observed in the Honaïn population. The remaining populations are characterized by myrtenyl acetate. The essential oils of *M. communis* were effective against *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, *Salmonella enterica* ATCC35659, *Proteus mirabilis*, and *Escherichia coli* ATCC 25922; however, no significant effect was observed on *Klebsiella pneumoniae* ATCC 700603 and *Serratia liquefaciens*.

Keywords: Algeria, antibacterial activity, essential oil, chemotypes, bioactive molecule, *Myrtus communis*

INTRODUCTION

The myrtle (*Myrtus communis* L.) is an aromatic evergreen shrub of the *Myrtaceae* family, which grows naturally in the scrubland along the coasts with a Mediterranean climate (Quezel and Santa 1963; Migliore et al. 2012); in Brazil (Salvagnini et al. 2008; Thornill et al. 2015) and India (Sumbul et al. 2011).

Myrtus communis has many therapeutic properties and widely used in the cosmetics and food industry. Previous studies have confirmed that *M. communis* has anti-inflammatory properties (Rossi et al. 2009; Hosseinzadeh et al. 2011; Amira et al. 2012), antiseptics (Amensour et al. 2010), antibacterial and antifungal (Messaoud et al. 2011; Zomorodian et al. 2013; Cannas et al. 2013; Bouzabata 2015). It also has activities as anti-protozoan (Deriu et al. 2007; Belmimoun et al. 2016), antiparasitic and antispasmodic (Satrani et al. 2006), anti-genotoxic, antimutagen (Hayder et al. 2003), antioxidants (Mimica-Dukić et al. 2010; Aidi et al. 2010; Cherrat et al. 2014), hypoglycemic (Onal et al. 2005), and other medicinal uses (Sumbul et al. 2011; Alipour et al. 2014; Franceschini 2016; Sissay and Gashaw 2017; Hennia et al. 2018).

The chemical composition of myrtle oil was varied due to several environmental factors (Gardeli et al. 2008; Barboni et al. 2010) and genetic (Messaoud et al. 2007; Sacchetti et al. 2007; Shoshtari et al. 2017). *M. communis* essential oils from Algeria contain α -pinene and 1,8-cineole as the main components (Table 1). The other major components were α -pinene, 1,8-cineole, limonene, myrtenyl acetate, methyl eugenol, and linalool with different values depending on the harvest area. The level of α -pinene in Corsica populations is 66% (Bradesi et al. 1997), whereas it is absent in Cyprus populations (Akin et al. 2010). The 1,8-cineole in the Tunisian population is 2.3% (Bettaieb et al., 2016), while the Moroccan population is 64.9% (Fadil and al. 2017). The Italian population contains 44.2% limonene (Tuberoso et al. 2006), but it is absent in the Greek populations (Gardeli et al. 2008).

The myrtenyl acetate contains in myrtle oils from several countries, such as Portugal (Pereira et al. 2009), Spain (Boelens and Jimenez 1991, 1992), Albania (Asllani 2000), Montenegro (Mimica dukić et al. 2010), Greece (Ghardeli et al. 2008), Iran (Shahbazian et al. 2018), Morocco (Fadil et al. 2017; Cherrat et al. 2014; Satrani et al. 2006) and Tunisia (Messaoud et al. 2011; Traboulsi et

al. 2002). The highest level of myrtenyl acetate (61.1%) is observed in myrtle oil from Morocco (Fadil et al. 2017), while its presence in Algeria is only reported in myrtle oils from the population of Ain Defla at the level of 38.7% (Touaibia 2016). Anwar et al. (2017) identified at least 12 chemotypes in *M. communis* based on its chemical composition variability. The α -pinene, 1,8-cineole chemotype is the most frequently found in nature. Bradesi et al. (1997) separated myrtle oils into two groups based on the presence or absence of myrtenyl acetate.

Several authors have studied the antibacterial activity of myrtle oils. Ebrahimabadi et al. (2016) stated that the presence of α -pinene and 1,8-cineole in the oil contributes to antibacterial activities. Cox et al. (2001) suggest that the presence of β -pinene and limonene, while Carson and Riley (1995) proposed that linalool is responsible for antibacterial activity. The essential oils of *M. communis* from Algeria showed moderate antibacterial activity against twenty bacterial strains (Barhouchi et al. 2016). The Moroccan oil shows potent inhibition against *E. coli* and weak against *S. aureus* (Sadiki et al. 2014).

This work aimed to study the chemical composition of the essential oils of *Myrtus communis* from Algeria, identify the chemotypes, and determine the antibacterial activities of these oils.

MATERIALS AND METHODS

Plant material

Myrtus communis is a shrub easily recognizable by its beautiful white flowers in summer and its bluish fruits in winter. This plant grows on almost the entire Mediterranean coast in Algeria. Samples of *M. communis* were collected in the flowering stage (June 2016) from 19 localities in northern Algeria (Figure 1; Table 2). Reference specimens were deposited in the herbarium of the Laboratory of Natural Resources Valorisation, Ferhat Abbas University Setif-1, Algeria.

The essential oil extraction

The air-dried materials were subjected to hydrodistillation for 3h using a Clevenger apparatus type. The oil was collected and dried over anhydrous sodium sulfate and stored in screw-capped glass vials in a refrigerator at 4-5°C before analysis. The following formula calculated the yield of essential oil:

$$\text{Yield in essential oil (\%)} = \frac{\text{Weight of the essential oil}}{\text{Weight of the plant used}} \times 100$$

Table 1. Chemical composition of essential oils of *Myrtus communis* from Algeria

Localities	Khamguet Aoun			Hamam Righa				Est-Algeria			Ténès			Jijel		Ain Defla		Annaba		Tlemcen
	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R		
Isobutyl isobutyrate	2.4	2.9	1.9	0.0	0.3	0.5	0.1	0.6	1.6	0.3	0.0	0.5	1.2	0.0	3.0	0.2	0.0			
α -pinene	49.1	47.7	57.3	46.9	44.6	47.9	41.9	34.2	33.6	39.3	45.4	37.3	24.7	54.1	13.7	55.0	31.3			
ρ -cymene	0.6	1.0	0.6	0.6	0.3	1.2	1.3	0.4	0.8	0.0	0.5	0.6	0.6	0.7	0.0	0.0	0.9			
Limonene	6.7	8.2	5.5	0.0	3.7	4.2	6.2	4.6	23.6	0.1	8.4	17.7	15.4	2.0	0.0	13.4	11.1			
1,8-cineole	25.0	24.4	18.7	25.2	25.5	23.5	27.8	13.0	7.2	33.3	35.7	17.6	17.3	26.5	12.7	20.0	36.8			
Linalool	2.6	2.5	2.9	5.6	0.0	2.9	1.5	14.8	10.0	6.5	0.0	10.7	24.6	2.4	7.0	1.4	3.6			
β -linalool	0.0	0.0	0.0	0.0	2.1	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	1.9	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0			
Terpinene-4-ol	0.3	0.3	0.3	0.0	1.3	0.3	0.2	0.2	0.2	0.3	0.4	0.3	0.2	0.0	0.2	0.0	0.3			
α -terpineol	3.1	3.2	3.4	1.3	2.2	2.7	2.7	3.8	2.0	3.4	0.0	3.9	3.5	2.3	1.8	0.0	3.6			
Myrtenol	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	3.5	0.0	0.0			
Geraniol	0.5	0.5	0.2	0.0	0.4	0.0	0.0	0.0	0.0	1.2	0.0	0.6	1.3	0.6	0.0	0.3	0.5			
Linalyl acetate	0.0	0.0	0.0	4.2	0.4	1.4	1.6	9.1	5.9	0.0	0.0	0.7	1.3	0.4	2.5	0.4	0.0			
Myrtenyl acetate	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.1	0.0	0.0	0.0	38.7	0.0	0.0			
α -terpenyl acetate	0.0	0.0	0.0	1.1	0.7	0.7	1.6	1.1	0.5	0.0	0.0	0.6	0.2	0.4	0.0	0.0	0.0			
Geranyl acetate	2.4	2.9	1.9	4.2	2.2	3.3	3.3	2.9	2.7	3.0	0.0	2.0	1.9	2.3	0.4	2.0	2.9			
Neryl acetate	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.1	0.3	0.0	2.0	0.2	0.0			
Methyl eugenol	1.3	1.1	1.3	0.5	2.2	1.0	1.1	1.8	1.9	0.0	0.0	1.3	1.8	1.4	0.0	0.6	2.2			
β -caryophyllene-Z	0.6	0.5	0.6	0.0	0.0	0.5	0.9	0.6	0.3	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0			

Note: A. Bouzabata et al. (2010); B. Brada et al. (2012); C. Berka zougali et al. (2012); D. Bouzabata et al. (2013); E. Foudil-Cherif et al. (2013); F. Ben Ghnaya et al. (2013); G. Henna et al. (2015); H. Benchikh et al. (2016); I. Touaibia (2016); J. Barhouchi et al. (2016); K. Bekhechi et al. (2019)

Essential oil analysis

The essential oils were analyzed using a Hewlett-Packard gas chromatograph (CG/FID 7890), coupled to a gas chromatograph (CG/MS 7890/5975C), equipped with a Column Apolar: DB5 MS: 40 m 0.18 mm 0.18 μ m and programming from 50°C for 5 min at a rate of 5°C/min up to 300°C. Helium was used as the carrier gas (1.0 ml/min); injection in the split mode (1:30). The injector and detector temperature was 280°C with the split mode of 1/100. The

mass spectrometer worked in the EI mode at 70 eV; electron multiplier, 2500 V; ion source temperature, 180°C. The MS data were acquired in the scan mode in the m/z range of 33-450. The identification of the components was based on comparing their mass spectra with those of NIST mass spectral library (Masada 1976; NIST 2002) and those described by Adams. The comparison of their retention indices either with those of authentic compounds or with literature values (Adams 2007).

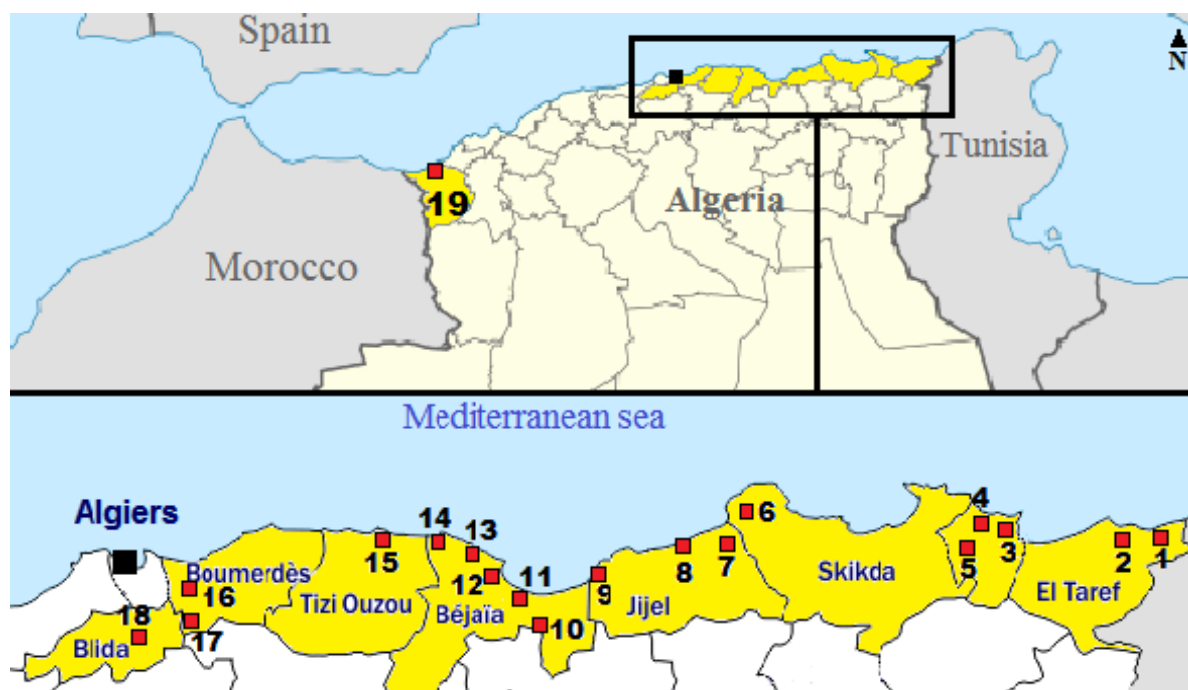


Figure 1. The sampling sites of *Myrtus communis* (for the numbers, see Table 2)

Table 2. Geographical coordinates of *Myrtus communis* sampling sites

Province	Localities	GPS Coordinates		Elevation (m)
		North	East	
El-Tarf	1 El-Kala	36°51'54.74"	8°26'38.16"	54
	2 Berrihane	36°50'32.46"	8°08'37.45"	9
Annaba	3 Annaba	36°55'43.18"	7°42'54.75"	500
	4 Séraïdi	36°54'56.17"	7°37'14.93"	650
Skikda	5 Oued ElAneb	36°54'35.38"	7°33'16.46"	95
	6 Laouinet	36°58'55.38"	6°18'20.06"	650
Jijel	7 Elkhemis	36°48'04.66"	6°17'10.62"	44
	8 Timdiouan	36°50'40.58"	6°01'41.65"	35
Bejaïa	9 Taza	36°41'54.58"	5°31'53.29"	42
	10 Darguina	36°34'45.07"	5°20'30.72"	100
	11 Azemour	36°38'39.53"	5°12'49.73"	22
Tizi-ouzou	12 Ibourassen	36°42'43.77"	5°00'09.91"	27
	13 Boulimat	36°48'36.07"	4°59'18.79"	60
Boumerdes	14 Beni Ksila	36°53'09.78"	4°38'58.35"	30
	15 Isoumaten	36°52'43.37"	4°20'40.60"	123
Blida	16 Zemmouri	36°45'43.20"	3°34'42.41"	233
	17 Talaougouni	36°35'27.26"	3°29'31.38"	400
Tlemcen	18 Hamam Melouan	36°29'18.32"	3°03'02.90"	169
	19 Honaïn	35°08'10.27"	1°40'34.34"	647

Antimicrobial activity

The antimicrobial activities of the essential oil were evaluated against four Gram-positive bacteria and six Gram-negative bacteria. Gram-positive bacteria used in this study were *Staphylococcus aureus* ATCC 25293, *S. aureus* MRSA ATCC 433000, *Bacillus cereus* ATCC 10876, and *Enterococcus faecalis* ATCC 49452. Gram-negative bacteria used in this study were *Klebsiella pneumonia* ATCC 700603, *Escherichia coli* ATCC 25922, *Proteus mirabilis* ATCC 35659, *Serratia marcescens*, *S. liquefaciens*, and *Salmonella enterica*. Bacterial inoculums were prepared from overnight broth culture in physiological saline (0.8 % of NaCl) to obtain an optical density ranging from 0.08 to 0.1 at 625 nm. Muller Hinton agar (MHA) was placed in Petri dishes, solidified, and inoculated with the test bacteria. Sterile discs (6 mm) filled with 10 µl of undiluted and diluted essential oil (1/1, 1/2, 1/3 v/v of DMSO) were placed on inoculated agar. DMSO was used as a negative control, and the antibiotics Gentamicin (30µg), Imipenem (10µg), Cefotaxime (30µg), and Colistin (10µg) were used as the positive control. The bacterial growth inhibition was determined as the diameter of the inhibition zones around the discs. All the tests were performed in triplicate, and the means were calculated as results. The Petri dishes were incubated at 37°C for 18 to 24 h aerobically. After incubation, inhibition zone diameters were measured and documented (Dahiya and Purkayastha, 2012). The sensitivity to the essential oil was classified according to the diameter of the inhibition halos as follows: not sensitive (-) for diameters less than 8 mm; sensitive (+) for diameters ranging from 9 to 14 mm; very sensitive (++) for diameters ranging from 15-19 mm and extremely sensitive (+++) for diameters larger than 20 mm (Ponce et al. 2003).

Statistical analysis

Firstly, the data were subjected to the Principal Components Analysis (PCA) to examine the relationships among the terpenes compounds and identify the possible structure of the populations. Cluster analysis (UPGMA) was carried out on the original variables and on the Manhattan distance matrix to determine hierarchical associations among the populations. The cluster analyses were carried out using Statistica v10 software. The antibacterial activity results were analyzed by the ANOVA three-way Completely Randomized (populations, doses, and bacteria) is performed by using the CoStat statistical software package. All analyses were performed at the 5% significance level ($P < 0.05$).

RESULTS AND DISCUSSION

The hydrodistillation of *M. communis* produces a pale yellow essential oil with a pleasant odor. The populations studied have an average yield of $0.68 \pm 0.6\%$. The highest yield (2.52%) is observed in Ibourassen population oil, the lowest yield (0.1%) is obtained from the population oil of Boulimat. It is noted that the yield of essential oil of *M. communis* is directly related to the altitude. The highest yield was found from the lowland populations, while the

low yield was found from the highland populations. The regression curve confirms the yield reduction; most of the populations studied have an average yield (Figure 2).

The chemical composition analysis of essential oils from the 19 populations of *M. communis* by CG / MS allowed the identification of 46 chemical components representing an average of $99.17 \pm 0.6\%$ of the total oil (Table 3). The α -pinene was the most abundant component in the essential oils of all populations, with a mean of $50.1 \pm 10.3\%$. It was followed by the 1,8-cineole ($22.27 \pm 4.32\%$). These two components account for 70% of the total oil. We also note the presence of limonene ($5.16 \pm 2.67\%$), linalool ($3.79 \pm 2.97\%$), α -terpineol ($2.75 \pm 1.12\%$), geranyl acetate ($1.95 \pm 0.7\%$) and methyl eugenol ($1.40 \pm 0.98\%$). However, myrtenyl acetate is only observed in four populations with significant contents (10.66-20.94%).

The results showed that *M. communis* essential oils from different populations show variability in the chemical composition. The relationship between populations was estimated by a principal component analysis (PCA). The composition of *M. communis* essential oils shows significant differences. The major compounds show a few variability inter-populations (Figure 3).

The first clade includes four populations (Boulimat, Darguina, Azemour, and Taza); characterized by myrtenyl acetate at relatively high levels (10.66-20.94%). Other populations do not contain myrtenyl acetate. Azemour and Taza populations are similar in their high levels of linalool (9.83-12.83%). On the other hand, Boulimat and Darguina populations have low myrtenyl acetate (10.66-13.80 %) and limonene (2.24-10.09%). The Three-dimensional spatial projection shows that Boulimat and Darguina populations are nevertheless very different (Figure 4).

The second clade includes 15 populations of *M. communis* characterized by the presence of high levels of α -pinene. The Honain population was separated from the group due to a relatively high neryl formate (3.74%) and cis-pinocarvyl acetate (2.78%). The remaining populations are characterized by the presence of geranyl acetate. Oued El-Aneb population in this clade has the highest content of α -pinene (64.3%), the lowest content of 1,8-cineole (10.25%), and the presence of α -terpinyl acetate (1.55%). The Berrihane, Timdiouan, Melouan, Laouinet, Ibourassen, Isoumaten, and Beni Ksila populations have a significant level of 1,8-cineole (21.39-28.44%). The populations of El-Kala, Zemmouri, Annaba, Talaougouni, Séraïdi, and El-khemis form a group characterized by high levels of α -pinene (55.92-61.81%), 1,8-cineole (17.41-20.61 %) and relatively low limonene (2.52-5.79%). Based on the chemical composition and the UPGMA analyzes, the *M. communis* in this study were grouped into six chemotypes (Table 4).

The antibacterial activity of *M. communis* oils was determined by the disk diffusion method. The result was presented in Table 5.

The essential oil from Berrihane population had the weakest antibacterial activity against all bacteria tested with an inhibitory diameter ranging from 8 to 14 mm. The essential oil from the population of Laouinet was very

effective against *S. aureus* RM with an inhibitory diameter of 40 mm. It was ineffective against *S. marcescens* and *E. coli*. strain has low sensitivity to the essential oils of *M. communis*. The best activities of essential oils against *E. coli* are those of Boulimat and Isoumaten populations.

The analysis of variance made it possible to highlight the interactions between essential oils, dilutions, and bacteria; their actions and interactions are highly significant ($P < 0.001$) (Table 6).

The ANOVA shows that the essential oil of the population of Talaougouni has the best activity against the bacteria tested with an average zone of inhibition (13.57mm). The essential oil of the population of Berrihane has the lowest antibacterial activity, with an average inhibition of 11.42mm (Table 7).

The bacteria tested are susceptible to gentamicin. The non-diluted essential oil has the same antibacterial activity as Imipeneme, while two-fold and three times dilutions of the oils have no antibacterial activity (Table 8).

S. aureus strain was the most sensitive, with an average inhibition diameter of 17.85 mm, while *S. liquefaciens* is the least sensitive strain to essential oils of *M. communis* (Table 9).

Desirability profile showed a value of 0.823; therefore, the essential oils of *M. communis* could be categorized as highly desirable. It confirms the ANOVA statistical analysis results for all interactions between essential oils, dilutions, and bacteria (Figure 6).

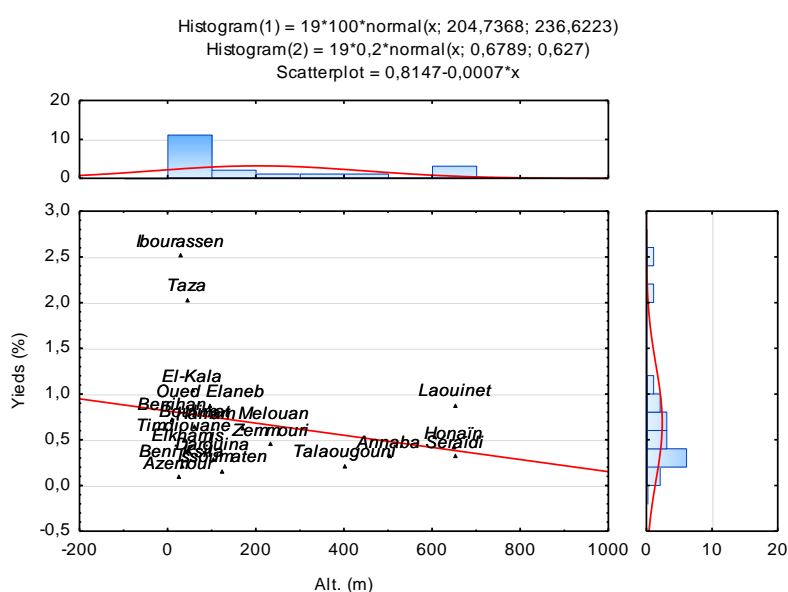


Figure 2. Essential oil yields of the *Myrtus communis* populations

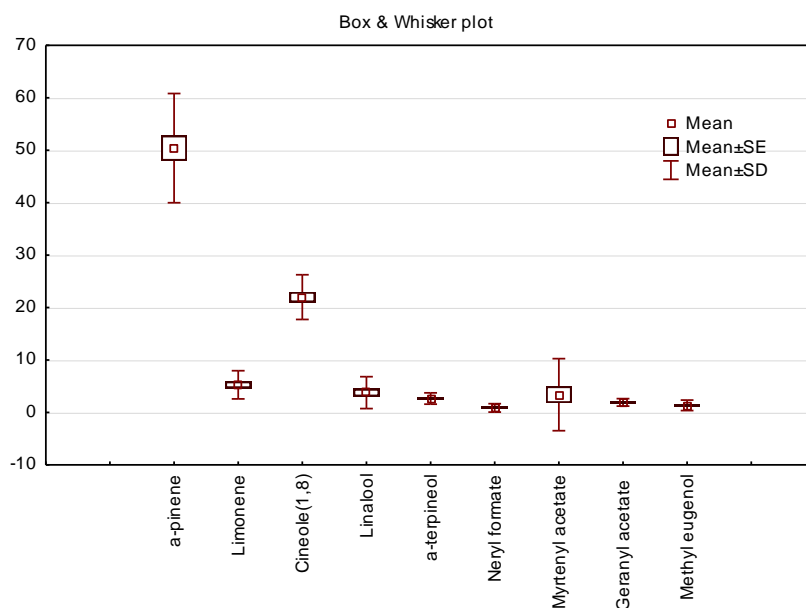


Figure 3. Variability of major components of *Myrtus communis* essential oils

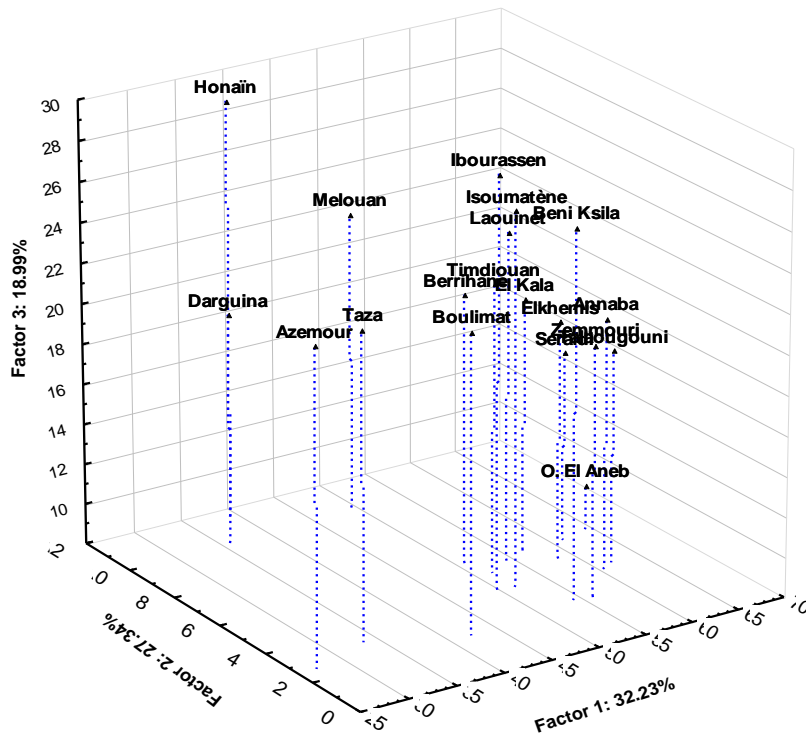


Figure 4. Three-dimensional spatial projection of *Myrtus communis* populations

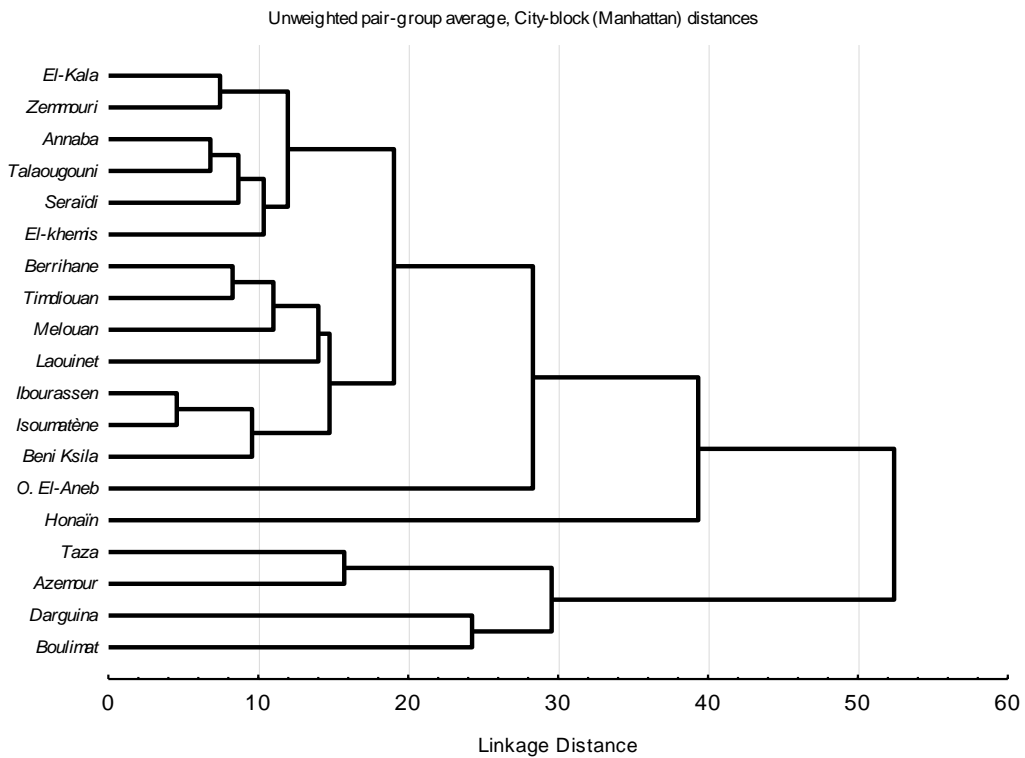


Figure 5. The result of the UPGMA of *Myrtus communis* populations

Table 3. Chemical composition of *Myrtus communis* essential oils

Localities		El Kala	Berrihane	Annaba	Seraïdi	O. El Aneb	Laouinet	Elkhemis	Timdiouan	Taza	Darguina	Boulimat	Ibourassen	Azemour	Beni Ksila	Isoumaten	Zemmouri	Talaougouni	Melouan	Honain	Average	SD
Yield %		1.05	0.74	0.33	0.33	0.88	0.89	0.4	0.51	2.04	0.3	0.1	2.52	0.66	0.23	0.17	0.46	0.23	0.64	0.42	0.68	0.6
Number of compounds	KI	32	26	29	31	30	27	31	29	27	28	30	32	30	29	27	32	30	35	31	30	3
Total oils%		99.44	99.08	99.17	99.75	98.67	97.96	99.31	99.40	99.65	98.23	99.85	99.39	98.84	99.75	98.40	98.78	99.84	99.95	98.86	99.17	0.6
Hexenal-2E	852	0.32	0.58	0.25	0.14	0.07	0.13	0.00	0.52	0.20	0.43	0.49	0.53	0.64	0.95	0.28	0.19	0.15	0.39	0.12	0.28	0.26
Isobutyl isobutanoate	914	0.19	0.54	0.15	0.24	0.19	0.20	0.08	0.44	0.26	0.22	0.09	0.15	0.29	0.17	0.13	0.18	0.08	0.13	0.00	0.19	0.12
α -thujene	927	0.25	0.43	0.28	0.38	0.52	0.25	0.35	0.40	0.20	0.18	0.25	0.25	0.15	0.29	0.28	0.31	0.34	0.24	0.47	0.30	0.10
α-pinene	938	56.8	50.8	60.4	61.2	64.3	54.3	58.4	51.6	33.5	35.8	42.2	49.8	26.9	54.1	51.5	55.9	61.8	49.5	39.1	50.1	10.3
Camphene	952	0.05	0.00	0.07	0.06	0.06	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.07	0.00	0.00	0.00	0.00	0.01	0.03
β -pinene	979	0.37	0.37	0.37	0.47	0.38	0.44	0.56	0.39	0.25	0.26	0.38	0.47	0.28	0.48	0.49	0.56	0.56	0.51	0.05	0.40	0.13
Myrcene	988	0.25	0.70	0.08	0.16	0.11	0.10	0.11	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.12	0.08	0.16
α -phellandrene	1006	0.05	0.00	0.17	0.25	0.42	0.12	0.20	0.17	0.00	0.12	0.09	0.07	0.00	0.11	0.15	0.00	0.11	0.12	0.39	0.13	0.12
Δ^3 -carene	1009	0.17	0.59	0.27	0.47	0.77	0.20	0.40	0.59	0.24	0.20	0.28	0.24	0.13	0.31	0.40	0.36	0.37	0.24	0.67	0.36	0.18
α -terpinene	1017	0.06	0.25	0.10	0.11	0.16	0.00	0.08	0.17	0.00	0.09	0.09	0.08	0.00	0.10	0.15	0.11	0.12	0.00	0.24	0.10	0.07
Cymene-para	1026	0.41	1.06	0.47	0.88	1.15	0.46	0.91	0.61	0.65	0.49	0.55	0.55	0.38	0.78	0.76	0.77	1.01	0.63	1.13	0.71	0.25
Limonene	1031	5.79	5.92	3.79	5.79	6.05	5.49	4.91	5.05	3.30	10.09	2.24	4.14	2.62	2.64	4.06	2.52	4.01	10.33	11.48	5.16	2.67
Cineole-1,8	1035	20.61	21.39	20.51	17.41	10.25	24.34	19.84	22.38	23.29	19.45	22.87	28.44	23.65	26.32	26.52	20.51	18.60	22.81	28.79	22.27	4.32
β -ocimene-E	1045	0.07	0.00	0.44	0.30	1.04	0.24	0.49	0.00	0.00	0.16	0.10	0.00	0.13	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.26	0.17	0.26
γ -terpinene	1058	0.27	0.71	0.37	0.52	0.82	0.28	0.39	0.84	0.32	0.32	0.37	0.34	0.22	0.40	0.52	0.42	0.45	0.30	0.90	0.45	0.20
Terpinolene	1084	0.33	0.77	0.55	0.65	1.07	0.37	0.56	0.94	0.25	0.45	0.48	0.41	0.33	0.47	0.63	0.52	0.58	0.31	1.11	0.56	0.25
Cymene-para	1089	0.00	0.00	0.00	0.07	0.06	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.07	0.00	0.00	0.09	0.10	0.00	0.10	0.00	0.10	0.03	0.04
Linalool	1098	2.49	2.64	2.63	1.61	3.58	3.09	2.61	4.91	9.83	6.72	5.22	1.03	12.83	2.52	1.34	2.64	2.52	2.14	1.50	3.79	2.97
Methyl butyl-2-met-butyrate	1099	0.20	0.60	0.21	0.00	0.00	2.75	0.29	0.00	0.00	0.00	0.00	0.26	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.23	0.15	0.23	0.61
Pinocarveol-trans	1145	0.00	0.00	0.13	0.22	0.21	0.22	0.24	0.00	0.00	0.00	0.25	0.00	0.00	0.27	0.00	0.00	0.14	0.20	0.05	0.10	0.11
Terpinene-4-ol	1185	0.21	0.30	0.24	0.28	0.29	0.26	1.71	0.32	0.29	0.26	0.00	0.27	0.23	0.10	0.35	0.29	0.27	0.26	0.46	0.33	0.34
α-terpineol	1200	2.59	2.94	3.17	1.97	1.55	0.00	0.50	3.72	2.01	3.61	3.37	3.91	3.32	3.01	3.84	2.54	2.50	2.73	3.37	2.75	1.12
Myrtenol	1202	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.30	0.00	0.00	0.00	0.54	0.00	0.00	0.00	0.00	0.07	0.00	0.10	0.31
Carveol-trans	1223	0.05	0.00	0.00	0.00	0.17	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.07	0.00	0.01	0.04
Linalool acetate	1249	0.67	0.73	0.00	0.38	0.30	0.26	0.00	0.00	0.00	0.00	0.66	0.00	0.42	0.00	0.00	0.00	0.00	0.30	0.53	0.21	0.27
Neryl formate	1252	0.41	0.37	0.73	0.00	0.82	0.74	1.92	0.82	0.74	0.85	0.92	1.07	0.71	0.62	0.93	0.39	0.43	0.44	3.74	0.88	0.77
Pinocarvyl acetate-cis	1299	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.25	0.19	0.00	0.00	0.24	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	2.78	0.17	0.62
Myrtenyl acetate	1328	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	18.05	13.80	10.66	0.14	20.94	0.00	0.17	0.10	0.15	0.00	0.46	3.48	6.70
α -terpinyl acetate	1350	0.11	0.84	0.00	0.54	1.55	0.80	0.36	0.00	0.15	0.29	0.22	0.00	0.22	0.00	0.00	0.51	0.00	0.56	0.08	0.32	0.39

Eugenol	1356	0.47	0.00	0.00	0.10	0.64	0.33	0.51	0.00	0.00	0.00	0.30	0.14	0.00	0.20	0.00	0.21	0.00	0.25	0.19	0.17	0.20
Geranyl acetate	1378	2.98	3.28	1.22	2.13	1.42	1.67	1.55	1.66	1.71	1.71	2.07	1.90	1.98	2.13	1.99	2.54	1.88	2.85	0.00	1.95	0.70
β -elemene	1395	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.14	0.22	0.23	0.18	0.23	0.12	0.25	0.12	0.00	0.12	0.10	0.11
Methyl eugenol	1401	1.48	1.42	0.72	0.54	0.00	0.22	0.29	0.92	1.65	1.23	2.53	2.20	1.05	1.77	2.47	3.97	2.04	1.19	0.23	1.40	0.98
β -caryophyllene	1430	0.88	0.48	1.19	1.63	0.00	0.29	0.38	0.97	0.35	0.44	0.48	0.32	0.34	0.40	0.54	0.77	0.40	1.26	0.00	0.58	0.42
γ -elemene	1435	0.07	0.00	0.13	0.28	0.00	0.00	0.33	0.19	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.07	0.22	0.10	0.19	0.15	0.00	0.09	0.11
α -humulene	1466	0.33	0.69	0.24	0.48	0.25	0.00	0.37	0.48	0.24	0.46	0.75	0.25	0.61	0.21	0.24	0.40	0.23	0.23	0.07	0.34	0.19
β -selinene	1499	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.17	0.18	0.00	0.38	0.47	0.00	0.43	0.20	0.43	0.19	0.16	0.13	0.15	0.17
α -selinene	1506	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.29	0.20	0.17	0.42	0.52	0.16	0.42	0.00	0.43	0.19	0.20	0.00	0.17	0.18
β -cadinene	1525	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.09	0.00	0.00	0.00	0.11	0.00	0.17	0.00	0.10	0.12	0.00	0.00	0.03	0.06
γ -bisabolene-E	1532	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.18	0.00	0.12	0.00	0.14	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.02	0.06
Flavesone	1541	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.13	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.09	0.00	0.01	0.03
Germacrene-B	1571	0.06	0.00	0.13	0.27	0.13	0.20	0.27	0.19	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.18	0.13	0.00	0.08	0.10
Spathulenol	1588	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.35	0.00	0.00	0.00	0.12	0.00	0.00	0.00	0.00	0.17	0.00	0.10	0.00	0.04	0.09
Caryophyllene oxide	1595	0.51	0.56	0.24	0.25	0.38	0.28	0.18	0.28	0.20	0.00	0.21	0.24	0.00	0.00	0.00	0.42	0.00	0.79	0.00	0.24	0.22
Humulene epoxide II	1627	0.00	0.13	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.39	0.00	0.00	0.13	0.00	0.00	0.00	0.03	0.09
Intermedeol-neo	1671	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.20	0.00	0.07	0.00	0.08	0.18	0.00	0.00	0.00	0.03	0.00	0.06	0.04	0.04	0.07

Discussion

The average yield of *M. communis* essential oil was $0.68 \pm 0.6\%$. This result is similar to the yield obtained in previous studies on Algerian *M. communis*. The average yield of samples from Baïnem (Algiers) was $0.51 \pm 0.04\%$ (Berka-Zougali et al. 2010). Tenes samples had an average yield ranging from 0.28 to 0.77% (Hennia et al. 2015). Barhouchi et al. (2016) obtained a high yield of 1.14% of Annaba populations, and the average yield of samples from Honaïn was 0.52% (Belmimoun et al. 2016).

Studies of myrtle from other countries showed the same yields. In Tunisia, Aidi et al. (2010) obtained an average of 0.61%, but a study by Gardeli et al. (2008) had an average yield of 1.2 to 1.45%. The yield of Iranian myrtle ranging from 0.8 to 2.2% (Salimi et al. 2017). The difference in yield might be affected by exposure to the sun. Generally, essential oil production is higher in high sun exposure

(Schuh et al. 1997; Fadil et al. 2016).

The chemical composition analysis of essential oils from the 19 populations of *M. communis* showed that α -pinene is the most abundant component in the essential oils of all populations studied. It was followed by the 1,8-cineole. Several studies have reported similar results. The α -pinene in oils from Annaba and Jijel populations was higher than 50% (Bouzabata et al. 2010; Barhouchi et al. 2016, Benchikh et al. 2016). The essential oil of *M. communis* from Tunisia oil contains 58.1% of α -pinene (Aidi et al. 2010), and Corsican myrtle oils also have high levels of α -pinene (Bradesi et al. 1997). Two other monoterpenes, 1,8-cineole, and myrtenyl acetate are found at predominant levels. These monoterpenes are found in oils from Morocco (Cherrat et al. 2014; Fadil et al. 2017) and Cyprus (Akin et al. 2010).

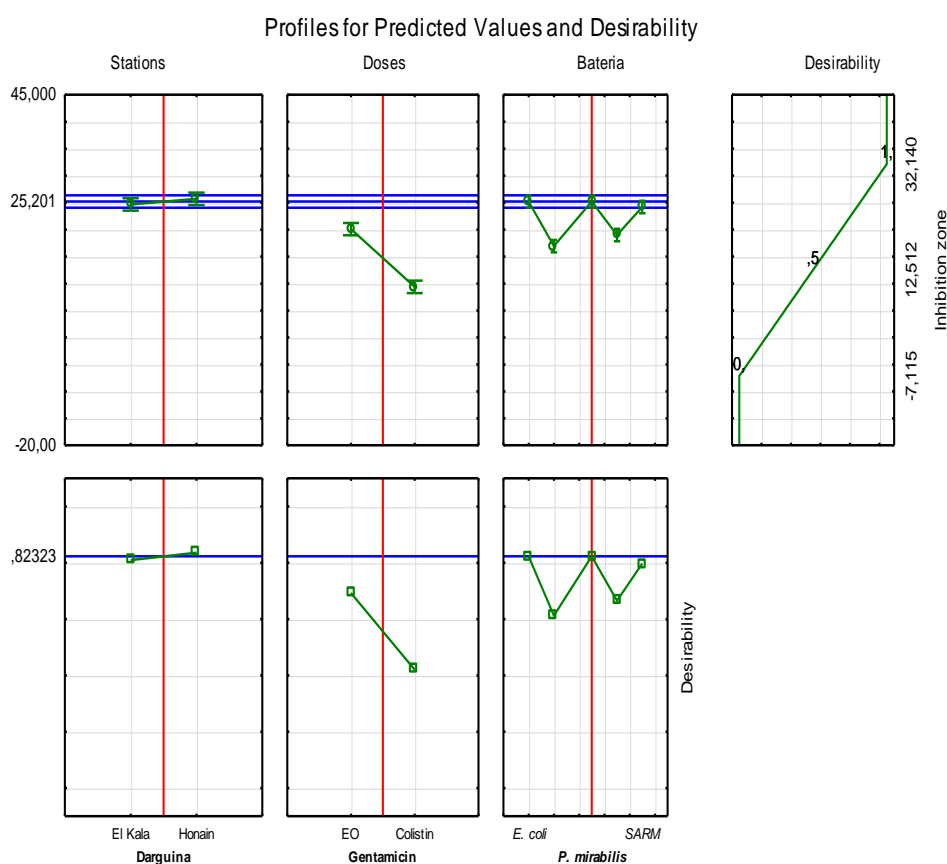


Figure 6. Profile of Predicted Values and Desirability of *Myrtus communis* essential oils

Table 4. Chemotype of *Myrtus communis* in Algeria

Chemotypes			Populations
α -pinène	1,8-cineole	Limonene	El-Kala, Zemmouri, Annaba, Telaougouni, Seraïdi, EL-Khemis, Berrihane, Timdiouan, Melouan, Laouinet, Ibourassen, Isoumaten, Beni Ksila
		A-terpenyl acetate	Oued El-Aneb
	Neryl formate	Limonene	Honaïn
Myrtenyl acetate	Linalool	A-pinene	Azemour, Taza
	A-pinene	1,8-cineole	Boulimat
		Limonene	Darguina

Table 5. The diameter of growth inhibition of *Myrtus communis* essential oils against ten isolates of bacteria

Populations	Dilution	Inhibition zone (mm)									
		<i>E. coli</i>	<i>S. enterica</i>	<i>K. pneumoniae</i>	<i>S. liquefaciens</i>	<i>S. marcescens</i>	<i>P. mirabilis</i>	<i>E. faecalis</i>	<i>B. cereus</i>	<i>S. aureus</i>	<i>S. aureus</i> RM
El Kala	1	9.3±1.2	21±3.6	16±5.3	11±1	12±1	8±0	17.7±0.6	19±1.7	13.3±3.1	20±0
	1/2	0	8.7±0.6	8±0	0	7±0	7.3±1.5	8.7±0.6	8.7±2.3	11.7 1.5	7±1
	1/3	0	7.3±0.6	0	0	0	0	7±0	0	8.3±2.1	0
Berrihane	1	8.7±0.6	14±1	10.3±0.6	9±0	9.5±0.5	9±0	10.7±0.6	12.3±0.6	14±1	12±1
	1/2	7±1	8.7±0.6	7±0	0	7±1	8.7±0.6	7±0	9.3±0.6	7.3±1.2	7.7±0.6
	1/3	0	7±1	0	0	0	0	0	0	0	0
Annaba	1	10.3±1.5	18.7±6.1	12±2	10±0	17.3±1.2	9.3±1.2	17.3±3.8	15.7±2.3	20±0	13±1
	1/2	7±1	8±1	0	0	0	8.3±0.6	8±0	8.3±0.6	8.7±2.3	7.3±0.6
	1/3	0	0	0	0	0	0	0	0	8.7±2.3	0
Seraïdi	1	10.3±1.5	21±1	16±1	14.3±1.5	12.7±0.6	8.3±0.6	16.7±0.6	20.3±0.6	13.7±0.6	17.3±0.6
	1/2	7±1	10±1	7±0	0	0	12±0	8±0	10±0	7.7±0.6	7.3±0.6
	1/3	0	8.3±1.2	0	0	0	10±0	0	7±0	0	0
Oued ElAneb	1	9±1	25.3±6.4	14.3±1.2	10.7±0.6	10.7±1.5	8±0	22±0	15±0	17.3±0.6	14.7±0.6
	1/2	0	11.7±1.5	7±0	0	7±0	7.3±2.3	8.3±0.6	11.3±1.2	8±1	7.7±0.6
	1/3	0	7.3±0.6	0	0	0	0	0	0	8±2	0
Laouinet	1	9.3±0.6	21.7±1.5	15.3±0.6	12.3±0.6	8±0	18±0	17.3±1.5	19±2.6	17±0	40±0
	1/2	7±1	11.3±0.6	7±0	0	0	0	7±0	10±0	8.3±2.1	7±1
	1/3	7±1	7±1	0	0	0	0	0	7.7±1.5	0	0
ElKhemis	1	10.7±0.6	34.3±1.5	20.7±2.1	11.3±0.6	13.3±2.1	8±0	33.7±0.6	27.3±5.1	20±0	28±1.7
	1/2	0	9.3±1.2	8.3±0.6	0	0	7.3±0.6	9±1	10.3±0.6	10±0	8±0
	1/3	0	8.7±1.2	7±1	0	0	0	0	0	7.7±0.5	0
Timdiouan	1	9.7±0.6	33±1	20.7±2.1	13±1	10±0	11±1	20.7±5.1	22.7±3.2	16.7±0.6	14±0
	1/2	0	12.3±0.6	8.7±0.6	7.5±0.5	7.5±0.5	7±1	9±0	9±1	10±0	7.7±0.6
	1/3	0	10±0	7.3±0.6	0	0	0	7±0	7.3±0.6	7.7±0.6	7.3±0.6
Taza	1	10.7±1.2	25±4.4	17±0	15.3±1.5	16±1	9.3±0.6	19± 3	19±1.7	25.7±1.2	26.7±2.9
	1/2	0	10.7±1.5	7±0	7±0	8±1.7	8.7±1.5	8.3±0.6	9.7±0.6	9.7±3.2	7.7±0.6
	1/3	0	7.3±0.6	0	0	0	0	0	0	8±1.7	0
Darguina	1	7.5±0.5	24.3±0.6	20±0	12.7±0.6	12.3±2.5	8.3±0.6	16±1	21±0	22.3±6.8	21.3±1.5
	1/2	0	10.7±1.5	9.3±0.6	7±0	7±0	7±1	10±0	10±2	7.3±1.2	8±0
	1/3	0	7.7±0.6	0	0	0	0	0	7±1	0	0
Azemour	1	7.3±0.6	32±2	18.3±5	9.3±0.6	8±0	8±0	11±1.7	21±2.6	21.3±1.2	12.7±0.6
	1/2	0	10±1	8.7±0.6	0	0	7±0	8±0	10.3±0.6	11.3±1.5	8.7±0.6
	1/3	0	9±0	7±0	0	0	0	0	8±0	8.7±2.3	7.3±0.6
Ibourassen	1	8.3±0.6	28±5.3	16±1.7	15±1	14.7±0.6	12±0	22.7±1.2	19.3±0.6	19±1.7	14.3±0.6
	1/2	0	10±0	7.7±0.6	7.5±0.5	7.8±1.9	9±0	9±0	10±0	10±0	9±1
	1/3	0	7.7±0.6	0	0	0	7±0	0	0	7.7±0.6	0
Boulimat	1	15.7±1.2	30.3±3.5	22±0	12.3±0.6	16±1	13±0	16.7±2.9	20.3±0.6	27±1	32.7±2.3
	1/2	0	10.7±1.5	0	7.7±0.6	7.3±0.6	8±0	8.7±0.6	8.7±2.3	9.3±1.5	7.7±0.6
	1/3	0	7.3±0.6	0	0	0	0	0	0	8±1	0
Beni Ksila	1	12.7±2.1	11±2.6	11±0	11.7±0.6	13±1.7	10±0	11.7±2.9	14.3±1.2	21.3±7.6	14±1
	1/2	7±1	9.3±1.2	7±0	7±0	7.3±0.6	7.7±0.6	8.3±0.6	7.7±1.5	10.3±1.5	8±0
	1/3	0	8±1	0	0	0	0	0	7±1	7.7±1.5	0
Isoumaten	1	15±0	21.7±3.5	24±1	19.3±1.2	17.3±0.6	17.3±2.5	21±1	21.3±1.5	22.3±6.8	21±0
	1/2	0	9.7±1.5	7.3±0.6	8±0	8±1	8.7±0.6	8.3±0.6	9±2	10.3±1.5	7.7±0.6
	1/3	0	8.7±1.5	0	7±0	0	0	7±0	0	0	0
Zemmouri	1	12.3±2.5	17±0	10.7±0.6	13±1	14.3±1.2	12.7±0.6	14.3±1.2	23.3±2.9	26±1	14.7±0.6
	1/2	0	11±1.7	8.7±0.6	0	0	0	8±0	10.3±2.1	10±0	8±0
	1/3	0	7±1	0	0	0	0	0	7±0	8±1	0
Talaougouni	1	12.3±3.1	31±2.6	23.7±0.6	19±1	20±0	13.7±0.6	27.3±2.5	31.3±4.6	22.6±0.6	23.7±2.9
	1/2	0	10.3±2.9	8.3±0.6	7.8±0.3	8±1	7.7±0.6	9±1	12±1.7	9.3±0.3	7.3±0.6
	1/3	0	8±1	0	0	0	0	0	8.3±1.5	7.3±0.3	0
Hammam Melouan	1	13.3±1.5	22.3±2.5	16.3±1.2	15±0	13±1	13.7±1.2	17±0	15.7±5.1	23.3±1.2	22±0
	1/2	0	9.3±1.2	7±0	0	7±0	7.3±1.2	8±0	9±1.7	9.7±3.2	8.3±0.6
	1/3	0	7.3±1.2	0	0	0	0	0	0	8.7±0.6	0
Honain	1	12.7±1.2	32.7±1.2	19.3±1.2	16.7±1.5	15±0	13±0	21.3±1.2	25.7±3.8	27.3±2.5	23±0
	1/2	7±1	10±1.7	0	7.7±0.6	0	8.3±2.1	8.7±0.6	8.3±2.5	9.7±2.1	7.3±0.6
	1/3	7±1	7.3±0.6	0	0	0	0	0	0	7.7±1.2	0
Gentamicine 30µg	21	26	27	0	22	27	22	27	30	25	
Imipeneme 10µg	26	20	0	12	14	19	18	23	34	34	
Cefotaxime 30µg	32	17	0	0	9	29	12	8	18	14	
Colistine 10µg	15	11	0	10	9	11	8	10	8	0	

Table 6. Main effects and interactions of essential oils of *Myrtus communis*

Source	df	F	P
Main Effects			
Sampling location	18	25.17	.0000 ***
Dilution level	6	10494.62	.0000 ***
Bacteria Species	9	2402.93	.0000 ***
Interaction			
Sampling location * Dilution level	108	15.164	.0000 ***
Sampling location * Bacteria Species	162	4.98	.0000 ***
Dilution level * Bacteria Species	54	962.17	.0000 ***
Sampling location * Dilution level * Bacteria Species	972	3.66	.0000 ***

Note: Very highly significant (P <0.001)

Table 7. The effectiveness of essential oils from different locations against bacteria

Rank	Sampling locations	Mean inhibition zone (mm)	n	Significant groups
1	Talaougouni	13.57	210	a
2	Elkhamis	13.26	210	b
3	Isoumaten	13.20	210	bc
4	Boulimat	13.10	210	bc
5	Timdiouane	13.02	210	bc
6	Honaïn	12.93	210	cd
7	Taza	12.63	210	de
8	Ibourassen	12.59	210	e
9	Hamam Melouan	12.51	210	ef
10	Darguina	12.43	210	ef
11	Laouinet	12.41	210	ef
12	Zemmouri	12.36	210	efg
13	Azemour	12.33	210	efg
14	Séraïdi	12.23	210	fgh
15	Oued ElAneb	12.05	210	ghi
16	Beni Ksila	12.00	210	hi
17	El-Kala	11.89	210	i
18	Annaba	11.79	210	i
19	Berrihane	11.42	210	j

Note : LSD 0.05 = 0.311

Table 8. The effect of oil dilutions on the inhibitory zone of tested bacteria

Rank	Dilution level	Mean inhibition zone (mm)	n	Significant groups	S*
1	Gentamicin	22.10	630	a	+++
2	Imipenem	18.32	630	b	++
3	Essential oil	16.85	630	c	++
4	Cefotaxime	12.93	630	d	+
5	Dilution 1/2	7.40	630	e	-
6	Colistine	6.28	630	f	-
7	Dilution 1/3	3.43	630	g	-

Note: LSD 0.05 = 0.189; *S = Sensitivity (+++ extremely sensitive; ++ highly sensitive; + Sensitive;-not sensitive)

Table 9. Sensitivity groups of the bacteria tested to the essential oils of *Myrtus communis*

Rank	Species of bacteria	Mean	n	Significant groups	S*
1	<i>Staphylococcus aureus</i>	17.85	399	a	++
2	<i>Salmonella enterica</i>	15.93	399	b	++
3	<i>Proteus mirabilis</i>	15.70	399	c	++
4	<i>E. coli</i>	15.69	399	c	++
5	SARM	14.69	399	d	+
6	<i>Enterica faecalis</i>	11.19	399	e	+
7	<i>Serratia marcescens</i>	10.82	399	f	+
8	<i>Bacillus cereus</i>	9.49	399	g	+
9	<i>Klebsiella pneumoniae</i>	7.43	399	h	-
10	<i>Serratia liquefaciens</i>	6.33	399	i	-

Note: LSD 0.05 = 0.226 *S = Sensitivity (+++ extremely sensitive; ++ highly sensitive; + sensitive;-not sensitive)

Linalool content in this study has an average of $3.79 \pm 2.97\%$, while populations of Tenes (Algeria) contain 23.4% (Hennia et al. 2015) and Turkey samples contain 28.3% (Chalchat et al. 1998).

Myrtenyl acetate is an oxygenated monoterpene rarely found in the oils of Algerian myrtle. Touaïbia (2016) obtained that the population of Aïn Defla (Algeria) contains myrtenyl acetate of 38.7%. Myrtenyl acetate has been reported from Spain (Boelens et al. 1992), Portugal (Pereira et al. 2009), Albania (Asllani et al. 2000), Montenegro (Mimica dukić et al. 2010), Greece (Gardeli et al. 2008) and Iran (Shahbazian 2018) essential oils of *M. communis*. Its presence also reported in Morocco (Satrani et al. 2006; Cherrat et al. 2014; Fadil et al. 2017), and in Tunisia (Traboulsi et al. 2002; Messaoud et al. 2011),

Myrtenyl acetate is used as the criterion for classifying myrtle oils. Myrtle essential oils are distinguished into three types, i.e., the Moroccan and Balkan types that contain myrtenyl acetate while the Tunisian type does not contain myrtenyl acetate (Bradesi et al. 1997). Franchomme et al. (2001) classify the essential oils of *M. communis* with a concentration of myrtenyl acetate of 21% in the chemotype of myrtenyl acetate, although the concentration of 1,8-cineole is very high (45%). Twelve chemotypes have been identified in *M. communis* (Anwar et al. 2017). The α -pinene-1,8-cineole chemotype is the most frequently found in nature; this chemotype is dominant in samples from Morocco (Fadil et al. 2017).

Our results showed that Gram-positive bacteria are more sensitive to *M. communis* oils than Gram-negative bacteria. Zomorodian et al. (2013) and Eliuz et al. (2017) reported similar results. The resistance of gram-negative bacteria is due to the presence of an outer membrane possessing chains of hydrophilic polysaccharides, acting as a barrier against hydrophobic essential oils (Tassou et al. 1995; Mann et al. 2000). Many researchers have hypothesized that the antimicrobial activity of essential oils is due to the deterioration of the cell wall. The chemical constituents of essential oils, particularly the monoterpenes, would increase the permeability of the cytoplasmic membrane by disrupting the order of proteins integrated into the membrane, thus inhibiting cellular respiration, the processes of transport of ions and the absorption of nutrients (Reichling et al., 2009; Amensour et al. 2010).

Antibacterial tests showed that *Staphylococcus aureus* was the most sensitive bacterium to essential oils of *M. communis*. Many authors have noted an antibacterial activity of the *M. communis* oils against *S. aureus* (Yadegarina et al. 2006; Salvagnini et al. 2008; Akin et al. 2010; Ben Hsouna et al. 2014; Eliuz et al. 2017; Fadil et al. 2017). On the other hand, Aboutabl et al. (2011) and Belmimoun et al. (2016) found no sensitivity of the bacteria with essential oils of *M. communis*.

The essential oils of *M. communis* have a significant effect against *E. coli*, which is consistent with the literature data (Koukos et al. 2001; Rasooli et al. 2002; Sadiki et al. 2014; Pirbalouti et al. 2014; Fadil et al. 2017). However, other authors report low or no activity against *E. coli* (Gonuz and Dulger 2004; Salvagnini et al. 2008; Akin et al. 2010; Aboutabl et al. 2011; Eliuz et al. 2017).

The bacterial strain *Klebsiella pneumoniae* is resistant to the oil of *M. communis* (Barhouchi et al. 2016; Eliuz et al. 2017), whereas Pirbalouti et al. 2014 and Ben Hsouna et al. 2014 found stronger activities against this bacteria. Our results show that *Proteus mirabilis* is highly sensitive to essential oils of *M. communis*, while Barhouchi et al. (2016) reported low sensitivity. *Enterica faecalis* is sensitive to *M. communis* oils (Ben Hsouna et al. 2014; Eliuz et al. 2017), which is confirmed by our results. While Rasooli et al. (2002) found no activity against *E. faecalis*.

The differences in results between studies are explained by the great disparity in chemical composition, which exists between essential oils of this species. It is recognized that the effectiveness of essential oils against a bacterium depends directly on its active components, the α -pinene, 1,8-cineol, β -pinene and limonene strongly contribute to antibacterial properties of essential oil myrtle (Ebrahimabadi et al. 2016). Randrianavelo et al. (2009) reported that oxygenated terpenes in general, particularly 1,8-cineole, linalool and α -terpineol, have an important role in the antibacterial activity of myrtle, while Carson and Riley (1995) insist the role of linalool. This information was confirmed by several studies (Hendry et al. 2009; Silva et al. 2012; Eduardo et al. 2017).

In conclusion, forty-six chemical compounds have been successfully identified from the essential oils of *Myrtus communis* from Algeria. It was dominated by monoterpene hydrocarbons. The α -pinene, 1,8-cineole, limonene are the major components. Myrtenyl acetate is only found in four populations. Six chemotypes were identified: three chemotypes characterized by α -pinene and three types were characterized by myrtenyl acetate. The essential oils of *M. communis* have moderate antibacterial activity against the bacterial species tested. The undiluted essential oil of the population of Talaougouni has the most potent bacterial growth inhibition. *Staphylococcus aureus* was the most sensitive bacteria to the essential oils of *M. communis*.

ACKNOWLEDGEMENTS

The study was supported financially by MESRS of Algeria (Project code No. D01N01UN190120200005), and no potential conflicts of interest.

REFERENCES

- Aboutabl EA, Meselhy KM, Elkhreisy EM, Nassar MI, Fawzi R. 2011. Composition and bioactivity of essential oils from leaves and fruits of *Myrtus communis* and *Eugenia supraxillaris* (Myrtaceae) grown in Egypt. *J Essential Oil Bear Plants* 14 (2): 192-200. DOI: 10.1080/0972060X.2011.10643921.
- Adams RP. 2007. Identification of essential oil components by gas chromatography/mass spectrometry. Allured Publishing Corporation, Illinois. USA.
- Aidi Wannes W, Mhamdi B, Sriti J, Ben Jemia M, Ouchikh O, Hamdaoui G, Kchouk ME, Marzouk B. 2010. Antioxidant activities of the essential oils and methanol extracts from myrtle (*Myrtus communis* var. *italica* L.) leaf, stem and flower. *Food Chem Toxicol* 48(5): 1362-1370. DOI:10.1016/j.fct.2010.03.002.
- Akin M, Aktumse A, Nostro A. 2010. Antibacterial activity and composition of the essential oils of *Eucalyptus camaldulensis* Dehn.

- and *Myrtus communis* L. growing in Northern Cyprus. Afr J Biotechnol 9 (4): 531-535.
- Alipour G, Dashti S, Hosseinzadeh H. 2014. Review of pharmacological effects of *Myrtus communis* L. and its active constituents. Phytother Res 28 (8): 1125-1136. DOI: 10.1002/ptr.5122.
- Amenour M, Sendra E, Abrini J, Pérez-Alvarez JA, Fernández-López J. 2010. Antioxidant activity and total phenolic compounds of myrtle extracts. CyTA J Food 8 (2): 95-101. DOI: 10.1080/19476330903161335.
- Amira S, Dade M, Schinella G, Ríos JL. 2012. Anti-inflammatory, antioxidant, and apoptotic activities of four plant species used in folk medicine in the Mediterranean basin. Pak J Pharm Sci 25 (1): 65-72.
- Anwar S, Crouch RA, Awadh Ali NA, Al-Fatimi MA, Setzer WN, Wessjohann L. 2017. Hierarchical cluster analysis and chemical characterisation of *Myrtus communis* L. essential oil from Yemen region and its antimicrobial, antioxidant and anti-colorectal adenocarcinoma properties. Nat Prod Res 31 (18): 2158-2163. DOI: 10.1080/14786419.2016.1277346.
- Asllani U. 2000. Chemical composition of Albanian myrtle oil (*Myrtus communis* L.). J Essential Oil Res 12 (2): 140-142. DOI: 10.1080/10412905.2000.9699481.
- Barboni T, Venturini N, Paolini J, Desjober JM, Chiaramonti N, Costa J. 2010. Characterisation of volatiles and polyphenols for quality assessment of alcoholic beverages prepared from Corsican *Myrtus communis* L. berries. Food Chem 122 (4): 1304-1312. DOI: 10.1016/j.foodchem.2010.03.087.
- Barhouchi B, Saoudi A, Akila A. 2016. Essential oil chemical composition of myrtle growing in northeastern Algeria and estimation of its antibacterial effectiveness. Amer J Biochem Biotech 12 (2): 110-121. DOI: 10.4314/jfas.v8i2.22.
- Bekhechi C, Watheq Malti CE, Boussaïd M, Achouri I, Belilet K, Gibernau M, Casanova J, Tomi F. 2019. Composition and chemical variability of *Myrtus communis* leaf oil from northwestern Algeria. Nat Prod Commun 5 (10): 1662-1689. DOI: 10.1177/1934578X19850030.
- Belmimoun A, Meddah B, Meddah ATT, Sonnet P. 2016. Antibacterial and antioxidant activities of the essential oils and phenolic extracts of *Myrtus communis* and *Zygophyllum album* from Algeria. J Fundam Appl Sci 8(2): 510-524. DOI: 10.4314/jfas.v8i2.22.
- Ben Ghnaya A, Chograni H, Messoud C, Boussaïd M. 2013. Comparative chemical composition and antibacterial activities of *Myrtus communis* L. essential oils isolated from Tunisia and Algerian population. Plant Pathol Microbiol 4 (7): 186. DOI:10.4172/2157-7471.1000186.
- Ben Hsouna A, Hamdib N, Miladid R and Abdelkafi S. 2014. *Myrtus communis* essential oil: chemical composition and antimicrobial activities against food spoilage pathogens. Verlag Helvetica Chimica Acta AG, Zürich. Chem Biodiv 11 (4): 571-80. DOI: 10.1002/cbdv.201300153.
- Benchikh F, Benabdallah H, Dahamna S, Khenouf S, Flamini G, Amira S. 2016. Antimotility and anti-diarrhoeal activity of *Myrtus communis* L. leaves essential oil in mice. Intl J Pharmacogn Phytochem Res 8 (7): 1238-1244.
- Berka-Zougali B, Ferhat MA, Hassani A, Chemat F, Allaf KS. 2012. Comparative study of essential oils extracted from Algerian *Myrtus communis* L. leaves using microwaves and hydrodistillation. Intl J Mol Sci 13: 4673-4695. DOI: 10.3390/ijms13044673.
- Berka-Zougali B, Hassani A, Besombes C, Allaf K. 2010. Extraction of essential oils from Algerian myrtle leaves using instant controlled pressure drop technology. J Chromatogr 1217: 6134-6142. DOI: 10.1016/j.chroma.2010.07.080.
- Bettaieb A, Darej C, Moujahed N. 2016. Myrtle (*Myrtus communis*) essential oil effect on *in vitro* ruminal fermentation of a diet based on ray-grass and concentrate. Options Méditerranéennes A 115: 543-548.
- Boelens MH, Jimenez R. 1991. The chemical composition of Spanish myrtle oils, Part I. J Essent Oil Res 3 (3): 173-177. DOI: 10.1080/10412905.1991.9700498.
- Boelens MH, Jimenez R. 1992. The chemical composition of Spanish myrtle oils, Part II. J Essential Oil Res 4 (4): 349-353. DOI: 10.1080/10412905.1992.9698084.
- Bouzabata A, Boussaha F, Casanova J, Tomi F. 2010. Composition and chemical variability of leaf oil of *Myrtus communis* from northeastern Algeria. Nat Prod Commun 5 (10): 1659-1662. DOI: 10.1177/1934578X1000501029.
- Bouzabata A, Castola V, BigHELLI A, Abed L, Casanova J, Tomi F. 2013. Chemical variability of Algerian *Myrtus communis* L. Chem and Biodiv 10 (1): 129-137. DOI: 10.1002/cbdv.201200150.
- Brada M, Tabti N, Boutoumi H, Wathélet JP, Lognay G. 2012. Composition of the essential oil of leaves and berries of Algerian myrtle (*Myrtus communis* L.). J Essent Oil Res 24 (1): 1-3. DOI: 10.1080/10412905.2012.645299.
- Bradesi P, Tomi F, Casanova J, Costa J, Bernardini AF. 1997. Chemical composition of myrtle leaf essential oil from Corsica (France). J Essent Oil Res 9 (3): 283-288. DOI: 10.1080/10412905.1997.10554245.
- Cannas S, Moliccotti P, Ruggeri M, Cubeddu M, Sanguinetti M, Arongiu BM, Zanetti S. 2013. Antimycotic activity of *Myrtus communis* L. towards *Candida spp.* from clinical isolates. J Infect Dev Ctries 7 (3): 295-298. DOI: 10.1080/14786419.2014.925892.
- Carson CF, Riley TV. 1995. Antimicrobial activity of the major components of the essential oil of *Melaleuca alternifolia*. J Appl Bacteriol 78(3): 264-269.
- Chalchat JC, Garry RP, Michet A. 1998. Essential oils of Myrtle (*Myrtus communis* L.) of the Mediterranean littoral. J Essent Oil Res 10(6): 613-617. DOI: 10.1080/10412905.1998.9700988.
- Cherrat L, Espina L, Bakkali M, García-Gonzalo D, Pagán R, Laglaoui A. 2014. Chemical composition and antioxidant properties of *Laurus nobilis* L. and *Myrtus communis* L. essential oils from Morocco and evaluation of their antimicrobial activity acting alone or in combined processes for food preservation. J Sci Food Agric 94 (6): 1197-1204. DOI 10.1002/jsfa.6397.
- Cox SD, Mann CM, Markham JL, Bell HC, Gustafson JE, Warmington JR, Wyllie SG. 2001. The mode of antimicrobial action of the essential oil of *Melaleuca alternifolia* (tea tree oil) Journal of Applied Microbiology 88 (1): 170-175. DOI: 10.1046/j.1365-2672.2000.00943.x.
- Dahiya P, Purkayastha S. 2012. Phytochemical screening and antimicrobial activity of some medicinal plants against multi-drug resistant bacteria from clinical isolates. Indian J Pharm Sci 74 (5): 443-450. DOI: 10.4103/0250-474X.108420
- Deriu A, Branca G, Moliccotti P, Pintore G, Chessa M. 2007. In vitro activity of essential oil of *Myrtus communis* L. against *Helicobacter pylori*. Intl J Antimicrob Agents 30 (6): 562-563. DOI: 10.1016/j.ijantimicag.2007.07.005.
- Ebrahimabadi EH, Ghoreishi SM, Masoum S, Ebrahimabadi AH. 2016. Combination of GC/FID/mass spectrometry fingerprints and multivariate calibration techniques for recognition of antimicrobial constituents of *Myrtus communis* L. essential oil. J Chromatogr B Analyt Technol Biomed Life Sci 1008: 50-57. DOI: 10.1016/j.jchromb.2015.11.010.
- Eduardo L, Farias T, Silva G, Lopes F, Ferreira S. 2017. Antibacterial potential of the alpha-pinene positive enantiomer against the strain *Proteus mirabilis*. Conference: MOL2NET 2017, International Conference on Multidisciplinary Sciences, 3rd ed. DOI: 10.3390/mol2net-03-04935.
- Eliuz Erdogan A, Ayas D, Goksen G. 2017. In vitro phototoxicity and antimicrobial activity of volatile oil obtained from some aromatic plants. J Essent Oil Bearing Plants 20 (3): 758-768. DOI: 10.1080/0972060X.2017.1331141.
- Fadil M, Farah A, Bouchaib I, Haloui T, Lebrazi S, Rachiq S. 2017. Intrapopulation variability of *Myrtus communis* L. growing in Morocco: Chemometric investigation and antibacterial activity. J Appl Res Med Aromatic Pl 7: 35-40. DOI: 10.1016/j.jarmap.2017.04.006.
- Fouldil-Cherif Y, Boutarene N, Yassaa N. 2013. Chemical composition of essential oils of Algerian *Myrtus communis* L. and chiral analysis of their leaf volatiles. J Essent Oil Res 25 (5): 401-407. DOI: 10.1080/10412905.2013.828323.
- Franceschini P. 2016. *Myrtus communis* L. en Corse et en Méditerranée : De sa composition chimique jusqu'à ses utilisations thérapeutiques. Thèse de doctorat, Université Victor Segalen Bordeaux 2, U.F.R. des Sciences Pharmaceutiques, France. [French]
- Franchomme P, Pénéol D, Jollois R. 2001. L'aromathérapie exactement. Encyclopédie de l'utilisation thérapeutique des huiles essentielles. Edit Roger Jollois, France. [French]
- Gardeli C, Vassiliki P, Athanasios M, Kibouris T, Komaitis M. 2008. Essential oil composition of *Pistacia lentiscus* L. and *Myrtus communis* L.: Evaluation of antioxidant capacity of methanolic extracts. Food Chem 107 (3): 1120-1130. DOI: 10.1016/j.foodchem.2007.09.036.
- Gonuz A and Dulger B. 2004. Antimicrobial activity of certain plants used in Turkish traditional medicine. Asian J Plant Sci 3 (1): 104-107. DOI: 10.3923/ajps.2004.104.107.

- Hayder N, Kilani S, Abdelwahed A, Mahmoud A, Meftahi K, Chibani JB, Ghedira K, Chekir-Ghedira L. 2003. Antimutagenic activity of aqueous extracts and essential oil isolated from *Myrtus communis*. *Pharmazie* 58 (7): 523-524.
- Hendry ER, Worthington T, Conway BR, Lambert PA. 2009. Antimicrobial efficacy of eucalyptus oil and 1,8-cineole alone and in combination with chlorhexidine digluconate against microorganisms grown in planktonic and biofilm cultures. *J Antimicrob Chemother*. 64 (6): 1219-1225. DOI: 10.1093/jac/dkp362.
- Hennia A, Brada M, Nemmiche S, Fauconnier ML, et Lognay G. 2015. Chemical composition and antibacterial activity of the essential oils of Algerian *Myrtus communis* L. *J Essent Oil Res* 27 (4): 324-328. DOI: 10.1080/10412905.2015.1023905.
- Hennia A, Graça Miguel M, Nemmiche S. 2018. Antioxidant activity of *Myrtus communis* L. and *Myrtus nivellei* Batt. & Trab. extracts: a brief review. *Medicines* 5 (89): 1-68. DOI: 10.3390/medicines5030089.
- Hosseinzadeh H, Khoshdel M, Ghorbani M. 2011. Antinociceptive, anti-inflammatory effects and acute toxicity of aqueous and ethanolic extracts of *Myrtus communis* L. aerial parts in mice. *J Acupunct Meridian Stud* 4 (4): 242-247. DOI: 10.1016/j.jams.2011.09.015.
- Koukos PK, Papadopoulou KI, Papagiannopoulos AD, Patiaka D. 2001. Chemicals from Greek forestry biomass: Constituents of the leaf oil of *Myrtus communis* L. grown in Greece. *J Essent Oil Res* 13 (4): 245-246. DOI: 10.1080/10412905.2001.9699683.
- Mann CM, Cox SD, Markham JL. 2000. The outer membrane of *Pseudomonas aeruginosa* NCTC6749 contributes to its tolerance to the essential oil of *Melaleuca alternifolia* (tea tree oil). *Lett Appl Microbiol* 30 (4): 294-297. DOI: 10.1046/j.1472-765x.2000.00712.x.
- Masada Y. 1976. Analysis of essential oils by gas chromatography and mass spectrometry. John Wiley & Sons, New York.
- Messaoud C, Afif M, Boulila A, Rejeb MN, Boussaid M. 2007. Genetic variation of Tunisian *Myrtus communis* L. (Myrtaceae) populations assessed by isozymes and RAPDs. *Ann For Sci* 64: 845-853.
- Messaoud C, Béjaoui A, Boussaid M. 2011. Fruit color, chemical and genetic diversity and structure of *Myrtus communis* L. var. *italica* Mill. morph populations. *Biochem Syst Ecol* 39(4-6): 570-580. DOI: 10.1016/j.bse.2011.08.008.
- Migliore J, Baumel A, Juin M, Médail F. 2012. From Mediterranean shores to central Saharan mountains: Key phylogeographical insights from the genus *Myrtus*. *J Biogeogr* 39: 942-956. DOI: 10.1111/j.1365-2699.2011.02646.x.
- Mimica-Dukić N, Bugarin D, Grbović S, Mitić-Ćulafić D, Vuković-Gačić B, Orčić D, Jovin E and Couladis M. 2010. Essential oil of *Myrtus communis* L. as a potential antioxidant and antimutagenic agents. *Molecules* 15 (4): 2759-2770. DOI: 10.3390/molecules15042759.
- NIST. 2002. Mass spectral search program for the NIST/EPA/NIH Mass spectral library, vers. 2.0. fiveash data, USA.
- Onal S, Timur S, Okutucu B, Zihnioglu F. 2005. Inhibition of alpha-glucosidase by aqueous extracts of some potent antidiabetic medicinal herbs. *Prep Biochem Biotechnol* 35 (1): 29-36. DOI: 10.1081/PB-200041438.
- Pereira PC, Cebola MJ, Bernardo-Gil MG. 2009. Evolution of the yields and composition of essential oil from portuguese myrtle (*Myrtus communis* L.) through the vegetative cycle. *Molecules* 14 (8): 3094-3105. DOI: 10.3390/molecules14083094.
- Pirbalouti AG, Hamed B, Mehravar L, Firouznejhad M. 2014. Diversity in chemical composition and antibacterial activity of the essential oils of wild populations of myrtle from natural habitats in southwestern Iran. *Indian J Trad Knowl* 13 (3): 484-489.
- Ponce AG, Fritz R, Del Valle C, Roura SI. 2003. Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard. *Lebensmittel-Wissenschaft und Technologie* 36 (7): 679-684. DOI: 10.1016/S0023-6438 (03)00088-4.
- Quézé P and Santa S. 1962. Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Ed CNRS, Paris, France. [French]
- Randrianavelo R, Sarter S, Odoux E, Brat P, Lebrun M, Romestand B, Menut C, Andrianoelisoa HS, Raherimandimby M, Danthu P. 2009. Composition and antimicrobial activity of essential oils of *Cinnamosma fragrans*. *Food Chem* 114: 680-684. DOI: 10.1016/j.foodchem.2008.10.007.
- Rasooli I, Moosavi ML, Rezaee MB, Jaimand K. 2002. Susceptibility of Microorganisms to *Myrtus communis* L. essential oil and its chemical composition. *J Agric Sci Technol* 4 (3): 127-133. DOI: 10.1.1.1020.6099.
- Reichling J, Schnitzler P, Suschke U and Saller R. 2009. Essential oils of aromatic plants with antibacterial, antifungal, antiviral, and cytotoxic properties-an overview. *Forsch Komplementmed* 16: 79-90. DOI: 10.1159/000207196.
- Rossi A, Di Paola R, Mazzon E, Genovese T, Caminiti R, Bramanti P, Pergola C, Koerberle A, Werz O, Sautebin L and Cuzzocrea S. 2009. Myrtucommulone from *Myrtus communis* exhibits potent anti-inflammatory effectiveness in Vivo. *J Pharmacol Exp Therapeut* 329 (1): 76-86. DOI: 10.1124/jpet.108.143214.
- Sacchetti G, Muzzoli M, Statti GA, Conforti F, Bianchi A, Agrimonti C, Ballero M, Poli F. 2007. Intra-specific biodiversity of Italian myrtle (*Myrtus communis* L.) through chemical markers profile and biological activities of leaf methanolic extracts. *Nat Prod Res* 21 (2): 167-179. DOI: 10.1080/14786410600603783.
- Sadiki M, Balouiri M, Barkai H, Maataoui H, Ibsoud Koraiichi S, Elabed S. 2014. Synergistic antibacterial effect of *Myrtus communis* and *Thymus vulgaris* essential oils fractional inhibitory concentration index. *Intl J Pharm Pharmaceut Sci* 6 (6): 121-124.
- Salimi Beni A, Kocheiki Shahmokhtar M, Masoumias A, Khajehsharifi H. 2017. Phytochemical and biological studies of some myrtle (*Myrtus communis* L.) populations of southwest region of Zagros (Iran). *Nat Prod Chem Res* 5 (7): 290. DOI: 10.4172/2329-6836.1000290.
- Salvagnini LE, Oliveira JRS, Dos Santos LE, Moreira RR, Pietro RCLR. 2008. Evaluation of the antibacterial activity of *Myrtus communis* L. (Myrtaceae) leaves. *Revista Brasileira de Farmacognosia* 18 (2): 241-244. DOI: 10.1590/S0102-695X2008000200018.
- Satrani B, Farahe A, Talbi M. 2006. Effet de la distillation fractionnée sur la composition chimique et l'activité antimicrobienne des huiles essentielles du Myrte (*Myrtus communis* L.) du Maroc. *Acta Bot Gallica* 53 (2): 235-242. DOI: 10.1080/12538078.2006.10515539.
- Schuh G, Heiden AC, Hoffmann T, Kahl J, Rockel P, Rudolph J and Wildt J. 1997. Emissions of volatile organic compounds from sunflower and beech: dependence on temperature and light intensity. *J Atmos Chem* 27: 291-318. DOI: 10.1023/A:1005850710257.
- Shahbazian D, Karami A, Eshghi S, Maggi F. 2018. Variation in the essential oil yields and compositions of Myrtle (*Myrtus communis* L.) populations collected from natural habitats of Southern Iran. *J Essent Oil Res* 30 (5): 369-378. DOI: 10.1080/10412905.2018.1486745.
- Shoshtari ZV, Rahimmalek M, Sabzalian MR, Hosseini H. 2017. Essential oil and bioactive compounds variation in myrtle (*Myrtus communis* L.) as affected by seasonal variation and salt stress. *Chem Biodivers* 14 (4): DOI: 10.1002/cbdv.201600365.
- Silva A, Lopes P, Azevedo M, Costa D, Alviano C, Alviano D. 2012. Biological Activities of α -pinene and β -pinene Enantiomers. *Molecules (Basel, Switzerland)* 17 (6): 6305-6316. DOI: 10.3390/molecules17066305.
- Sissay M and Gashaw T. 2017. Ethnobotanical, ethnopharmacological, and phytochemical studies of *Myrtus communis* L.: a popular herb in Unani system of medicine. *J Evid Based Compl Altern Med* 22: 1035-1043. DOI: 10.1177/2156587217718958.
- Sumbul S, Aftab Ahmad M, Asif M, Akhtar M. 2011. *Myrtus communis* Linn. A review. *Indian J Nat Prod Res* 2 (4): 395-402.
- Tassou CC, Nychas GJE. 1995. Antimicrobial activity of the essential oil of Mastic gum (*Pistacia lentiscus* var. *chia*) on gram-positive and gram-negative bacteria in broth and model food systems. *Intl Biodeter Biodegrad* 36 (3-4): 411-420. DOI: 10.1016/0964-8305(95)00103-4.
- Touaibia M. 2016. Chemical composition and anti-inflammatory activity of *Myrtus communis* L. essential oil. *Algerian J Arid Environ* 6 (2): 73-82. DOI: 10.12816/0046166
- Traboulsi AF, Taoubi K, El-Haj S, Bessiere JM, Rammal S. 2002. Insecticidal properties of essential plant oils against the mosquito *Culex pipiens molestus* (Diptera: Culicidae). *Pest Manag Sci* 58 (5): 491-495. DOI: 10.1002/ps.486
- Tuberoso CIG, Barra A, Angioni A, Sarritzu E, Pirisi FM. 2006. Chemical composition of volatiles in Sardinian myrtle (*Myrtus communis* L.) alcoholic extracts and essential oils. *J Agric Food Chem* 54 (4): 1420-1430. DOI: 10.1021/jf052425g
- Yadegarinia D, Gachkar L, Rezaee MB, Taghizadeh M, Astaneh SA, Rasooli I. 2006. Biochemical activities of Iranian *Mentha piperita* L. and *Myrtus communis* L. essential oils. *Phytochemistry* 67 (12): 1249-1255. DOI: 10.1016/j.phytochem.2006.04.025.
- Zomorodian K, Moein M, Lori ZG, Ghasemi Y, Rahimi MJ, Bandegani A, Pakshir K, Bazargani A, Mirzamohammadi S, Abbasi N. 2013. Chemical composition and antimicrobial activities of the essential oil from *Myrtus communis* leaves. *J Ess Oil Bearing Plants* 16(1): 76-84. DOI: 10.1080/0972060X.2013.764183.

ملخص

تندرج هذه الدراسة ضمن تثمين الموارد البيولوجية النباتية للجزائر، كما تساهم في معرفة أفضل بالتركيب الكيميائي و الخصائص البيولوجية للزيوت الأساسية لنوعين نبتة الريحان. لقد تم الحصول على زيت 19 عينة من ميرتوس كومينيس و 4 عينات من ميرتوس نيفيلي بطريقة التقطير المائي. و تراوحت إنتاجية الزيت في م. كومينيس من 1,0 إلى 2,52%. بعد تحليلها كيميائيا بواسطة أجهزة كروماتوجرافيا الغاز المقترن بمقياس الطيف الكتلي (CG-SM)، تم التعرف على 46 مكونا، أهمها : ألفا- بينان (50,1 ± 10,3%)، 1,8- سينيول (22,27 ± 4,32%)، ليمونان (5,16 ± 2,67%) و لinalool (3,79 ± 2,97%) و صنف الزيت إلى ستة أنماط كيميائية منها ألفا- بينان / 1,8 - سينيول / ليمونان و هو الأكثر انتشارا في مناطق البحر الأبيض المتوسط و أما النمط أسيتات الميرتينييل / ألفا- بينان فنادرا ما نجده في الجزائر. كما تراوحت إنتاجية الزيت في م. نيفيلي من 0,98 إلى 1,42% حيث تم التعرف على 27 مكونا أهمها ليمونان (31,67 ± 8,85%)، 1,8- سينيول (28,95 ± 10,73%)، الألدھيد البيريلا (7,36 ± 3,62%) و ألفا- بينان (6,12 ± 2,62%). و صنفت العينات الأربعة إلى نمطين ليمونان / 1,8- سينيول و 1,8- سينيول / ليمونان. من ناحية أخرى، تم تقييم النشاط المضاد للبكتيريا للزيت بطريقة منع نمو البكتيريا باستعمال أفراس الانتشار حيث أثبتت النتائج أن لزيوت كلا نوعي نبتة الريحان فعالية تراوحت من ضعيفة إلى جيدة. ثم تم تقييم النشاط المضاد للأكسدة باستعمال اختبار DPPH حيث أظهرت النتائج أن للزيوت فعالية تراوحت من ضعيفة إلى متوسطة مقارنة بنشاط الشاهد الإيجابي BHT.

الكلمات المفتاحية : ميرتوس كومينيس، ميرتوس نيفيلي، الزيت الأساسي، التركيب الكيميائي، نمط كيميائي، النشاط المضاد للبكتيريا و النشاط المضاد للأكسدة.

Résumé

Cette étude s'inscrit dans le cadre de la valorisation de la végétation algérienne, elle contribue à une meilleure connaissance de la composition chimique et des propriétés biologiques des huiles essentielles des deux espèces du genre *Myrtus*. Les huiles essentielles de 19 populations de *Myrtus communis* et de 4 populations de *Myrtus nivellei* ont été obtenues par hydro-distillation. Les rendements en huiles chez *M. communis* variaient de 0,1 à 2,52% et l'analyse de leur composition chimique par chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse a permis d'identifier 46 composants, dominés par l' α -pinène (50,1 ± 10,3%), le 1,8-cinéole (22,27 ± 4,32%), le limonène (5,16 ± 2,67%) et le linalool (3,79 ± 2,97%). Les 19 huiles ont été classées en six chémotypes dont l' α -pinène/1,8-cinéole/limonène, le plus répandu autour de la Méditerranée, et le chémotype acétate de myrtenyle/ α -pinène très peu retrouvé en Algérie. Les rendements en huiles chez *M. nivellei* variaient de 0,98 à 1,42% et 27 composants chimiques ont été identifiés avec une dominance du limonène (31,67 ± 8,85%), du 1,8-cinéole (28,95 ± 10,73%), du perilla aldehyde (7,36 ± 3,62%) et de l' α -pinène (6,12 ± 2,62%). Deux chémotypes ont été observés : le limonène/1,8-cinéole et le 1,8-cinéole/limonène. D'autre part, l'activité antibactérienne a été évaluée *in vitro* par la méthode de diffusion sur disque et les dix bactéries testées se sont montrées moyennement sensible aux huiles essentielles des deux espèces. L'activité antioxydante a été évaluée par la méthode de piégeage des radicaux DPPH. Les résultats montrent que les huiles ont un pouvoir antioxydant moyen à faible en comparaison à celui du contrôle positif (BHT).

Mots clés : *Myrtus communis*, *Myrtus nivellei*, huiles essentielles, composition chimique, chémotypes, activité antibactérienne, activité antioxydante.

Abstract

This study is part of the enhancement of the Algerian vegetation, it contributes to a better knowledge of the chemical composition and biological properties of the essential oils of the two species of the genus *Myrtus*. The essential oils of 19 populations of *Myrtus communis* and 4 populations of *Myrtus nivellei* were obtained by hydro-distillation. Yields of oils in *M. communis* ranged from 0.1 to 2.52% and analysis of their chemical composition by gas chromatography coupled with mass spectrometry identified 46 components, dominated by α -pinene (50.1 ± 10.3%), 1,8-cineole (22.27 ± 4.32%), limonene (5.16 ± 2.67%) and linalool (3.79 ± 2.97%). The 19 oils were classified into six chemotypes including α -pinene/1,8-cineole/limonene, the most common around the Mediterranean, and the myrtenyl acetate/ α -pinene chemotype very little found in Algeria. Oil yields in *M. nivellei* ranged from 0.98 to 1.42% and 27 chemical components were identified with a dominance of limonene (31.67 ± 8.85%), 1,8-cineole (28, 95 ± 10.73%), perilla aldehyde (7.36 ± 3.62%) and α -pinene (6.12 ± 2.62%). Two chemotypes were observed: limonene/1,8-cineole and 1,8-cineole/limonene. On the other hand, the antibacterial activity was evaluated *in vitro* by the disc diffusion method and the ten bacteria tested were moderately sensitive to essential oils of both species. The antioxidant activity was evaluated by the DPPH radical scavenging method. The results show that the oils have a medium to low antioxidant power compared to that of the positive control (BHT).

Keywords: *Myrtus communis*, *Myrtus nivellei*, essential oils, chemical composition, chemotypes, antibacterial activity, antioxidant activity.