

UNIVERSITE Saad DAHLAB – BLIDA 1

Faculté des Sciences De la Nature et De la Vie
Département des Biotechnologies et Agroécologies

THESE DE DOCTORAT

Spécialité : Biopesticides et gestion phytosanitaire

ETUDE ECOLOGIQUE, CHIMIQUE ET ACTIVITES BIOLOGIQUES
DES ESPECES DU GENRE *PISTACIA SP* EN VUE DE LEUR
APPLICATION DANS LE DOMAINE SOCIO-ECONOMIQUE

Par

Karima CHAOUATI

Devant le jury composé de :

MN.BOUKHATEM	Professeur, Université Blida	Président
M.LAIDI	Professeur, Université Médéa	Examineur
K.BOUZAR – ESSAIDI	MCA, Université Khemis Miliana	Examineur
N.AMARA	MCA, Université Blida 1	Examinatrice
A.CHAOUCH	MCA, Université Médéa	Examineur
L. ALLAL-BENFEKIH	Professeur, Université Blida	Directrice de thèse
S.HANINI	Professeur, Université Médéa	Invité d'honneur

Blida, 2025

REMERCIEMENTS

Tout d'abord, je remercie **ALLAH** de m'avoir donnée la force nécessaire, et le courage pour réaliser ce travail.

Mes vifs remerciements s'adressent à ma directrice de thèse Professeur **ALLAL- BENFEKIH Leila** pour tout le temps qu'elle a consacré à mon travail et pour sa disponibilité, sa gentillesse, ses conseils avisés, sa patience, son soutien indéfectible tout au long de la réalisation de ce travail, qu'il trouve ici l'expression de ma sincère reconnaissance

Je remercie également :

Pr. BOUKHATEM de l'Université Blida 1 pour m'avoir fait l'honneur de présider mon jury de thèse. Veuillez croire cher professeur à mon profond respect.

Dr. AMARA de l'Université Blida 1 pour son honorable présence dans ce jury en tant qu'examineur interne. C'est un honneur et un immense plaisir que de présenter ce travail devant vous.

Pr. LAIDI de l'Université Médéa, d'avoir eu l'amabilité d'accepter de partager sa connaissance et de faire partie de mon Jury en qualité d'examineur externe. C'est un honneur et un immense plaisir que de présenter ce travail devant vous.

Dr. BOUZAR – ESSAIDI de l'Université Khemis Miliana, pour son honorable présence dans ce jury en tant qu'examineur externe. C'est un honneur et un immense plaisir que de présenter ce travail devant vous.

Dr. CHAOUCH de l'Université Médéa, d'avoir eu l'amabilité d'accepter de partager sa connaissance et de faire partie de mon Jury en qualité d'examineur externe. C'est un honneur et un immense plaisir que de présenter ce travail devant vous.

Mes profonds respects, et toute ma gratitude à « **Professeurs HOUMANI.Z** » pour ses précieux conseils et ses encouragements.

Mes remerciements vont aussi à tous les membres du Laboratoire Microbiologie et contrôle de qualité (**Groupe antibiotique SAIDAL « Médéa »**) qui nous ont

accueillies chaleureusement et pour leurs encouragements, leur disponibilité, leur assistance et leurs conseils judicieux. C'est un honneur pour nous d'avoir travaillé avec eux.

Mes remerciements vont aussi à tout le personnel du Plateau technique à Ouargla en particulier **Mr BOUSSEBAA Walid**, pour leurs aides et orientation.

Un grand merci également à mes collègues de la faculté des sciences Université de Médéa qui ont apporté leur aide et leur contribution à la réalisation de ce travail

Je tiens à remercier aussi toutes les personnes ayant contribué de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail.

Résumé

« ETUDE ECOLOGIQUE, CHIMIQUE ET ACTIVITES BIOLOGIQUES DES ESPECES DU GENRE PISTACIA SP EN VUE DE LEUR APPLICATION DANS LE DOMAINE SOCIO-ECONOMIQUE »

Cette thèse se donne pour objectif d'évaluer de manière pluridisciplinaire deux espèces méditerranéennes du genre *Pistacia* (famille des Anacardiaceae), à savoir *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica*. Les travaux ont été conduits sur deux sites contrastés de la wilaya de Médéa (Algérie) : Berrouaghia et Oued Harbil. L'approche s'articule autour de quatre axes principaux : l'analyse dendrométrique, l'inventaire floristique, la caractérisation des métabolites secondaires non volatils et l'évaluation in vitro des activités biologiques (antimicrobienne, allélopathique et insecticide).

Sur le plan écologique et structural, une enquête floristique exhaustive a permis de recenser la composition botanique locale et d'établir des indices de biodiversité. La station de Berrouaghia s'est avérée la plus riche, avec 68 espèces réparties en 58 genres et 27 familles, dominées par les Asteraceae, Fabaceae, Poaceae et Apiaceae. Parallèlement, l'analyse dendrométrique a mis en évidence la stature remarquable de *P. atlantica*, dont la hauteur maximale atteint 13,93 m et dont la couronne se caractérise par une forte dispersion spatiale. La caractérisation chimique a porté sur les feuilles, les pédoncules et les fruits (mûrs et non mûrs) des deux espèces. Les extraits méthanoliques ont révélé des teneurs élevées en polyphénols ($384,05 \pm 8,21$ mg EAG/g pour *P. lentiscus*, $352,10 \pm 0,70$ mg EAG/g pour *P. atlantica*) et en flavonoïdes ($165,60 \pm 0,00$ mg RU/g pour *P. lentiscus*, $163,60 \pm 5,67$ mg RU/g pour *P. atlantica*). Les tests in vitro ont mis en lumière d'excellentes potentialités biologiques. En antimicrobien, les zones d'inhibition, comprises entre 9 et 31,3 mm, montrent l'efficacité de *P. atlantica* sur *Staphylococcus aureus* (26,33 mm) et *Escherichia coli* (31,33 mm), tandis que *P. lentiscus* inhibe particulièrement *Staphylococcus epidermidis* (29,67 mm) et *Pseudomonas aeruginosa* (25,33 mm). En allélopathie, l'inhibition de la germination de *Sinapis arvensis* et *Cannabis sativa* a varié de 5 % à 100 %, avec une suppression totale de *S. arvensis* à fortes doses et 84,61 % d'inhibition maximale pour *C. sativa*, accompagnée de retards de développement et d'anomalies morphologiques. Enfin, l'activité insecticide, notable en contact, a été illustrée par un taux de mortalité de 98,82 % contre *Tribolium castaneum* ($DL_{50} = 73,84$ mg/mL ; $TL_{50} = 0,102$ h) sous l'action de l'extrait méthanolique foliaire de *P. lentiscus*.

Mots clés : *Pistacia lentiscus*, *Pistacia atlantica*, métabolites secondaires, allélopathie, antimicrobienne, insecticide.

ABSTRACT

‘STUDY OF THE ECOLOGY, CHEMISTRY AND BIOLOGICAL ACTIVITIES OF SPECIES OF THE GENUS *PISTACIA* SP WITH A VIEW TO THEIR APPLICATION IN THE SOCIO-ECONOMIC FIELD

This thesis aims to conduct a multidisciplinary assessment of two Mediterranean species in the genus *Pistacia* (Anacardiaceae), namely *Pistacia lentiscus* and *Pistacia atlantica*. Fieldwork was carried out at two contrasting sites in the Médéa Province (Algeria): Berrouaghia and Oued Harbil. The approach is organized around four main axes: dendrometric analysis, floristic inventory, characterization of non-volatile secondary metabolites, and in vitro evaluation of biological activities (antimicrobial, allelopathic, and insecticidal).

Ecologically and structurally, a comprehensive floristic survey catalogued the local botanical composition and established biodiversity indices. The Berrouaghia station proved the richest, with 68 species across 58 genera and 27 families, dominated by Asteraceae, Fabaceae, Poaceae, and Apiaceae. Concurrently, dendrometric analysis highlighted the remarkable stature of *P. atlantica*, which reached a maximum height of 13.93 m and exhibited a broadly spread crown. Chemical characterization focused on leaves, peduncles, and both mature and immature fruits of each species. Methanolic extracts revealed high levels of polyphenols (384.05 ± 8.21 mg GAE/g for *P. lentiscus*; 352.10 ± 0.70 mg GAE/g for *P. atlantica*) and flavonoids (165.60 ± 0.00 mg QE/g for *P. lentiscus*; 163.60 ± 5.67 mg QE/g for *P. atlantica*). In vitro assays highlighted excellent biological potential. In antimicrobial tests, inhibition zones ranged from 9 to 31.3 mm: *P. atlantica* was especially active against *Staphylococcus aureus* (26.33 mm) and *Escherichia coli* (31.33 mm), while *P. lentiscus* more strongly inhibited *Staphylococcus epidermidis* (29.67 mm) and *Pseudomonas aeruginosa* (25.33 mm). In allelopathy assays, seed-germination inhibition of *Sinapis arvensis* and *Cannabis sativa* varied from 5 % to 100 %, with complete suppression of *S. arvensis* at high doses and a maximum inhibition of 84.61 % for *C. sativa*, accompanied by developmental delays and morphological abnormalities. Finally, insecticidal activity—particularly on contact—was exemplified by a 98.82 % mortality rate against *Tribolium castaneum* ($LD_{50} = 73.84$ mg/mL; $LT_{50} = 0.102$ h) using the methanolic leaf extract of *P. lentiscus*.

Key words: allelopathy, antimicrobial, insecticide, *Pistacia lentiscus*, *Pistacia atlantica*, secondary metabolites.

الملخص

دراسة البيئية والكيمياء والأنشطة البيولوجية لنبات من النوع *Pistacia sp*

لتطبيقها في المجال الاجتماعي والاقتصادي

هدف هذه الأطروحة إلى إجراء تقييم متعدد التخصصات لنوعين من النباتات المتوسطية من جنس *Pistacia* (عائلة البلميطية)، هما *Pistacia atlantica* و *Pistacia lentiscus*. أجريت الدراسات الميدانية في موقعين متباينين بولاية المدية (الجزائر): برواقية ووادي حربيل. استند المنهج إلى أربعة محاور رئيسية: التحليل الشجري (الدينومترية)، الجرد النباتي، تهديد المركبات الكيميائية وتقييم الأنشطة البيولوجية مخبرياً (مضادة للميكروبات، أ تأثير النباتات على بعضها البعض، ومبيدة للحشرات على الصعيدين البيئي والهيكل، أتاح المسح النباتي الشامل جرد التركيبات النباتية وتحديد مؤشرات التنوع البيولوجي. تبين أن موقع برواقية هو الأكثر غنى، حيث سجل 68 نوعاً موزعة على 58 جنساً و 27 عائلة، تصدرتها الأشنيات (Asteraceae) والبقوليات (Fabaceae) والأعشاب النجيلية (Poaceae) والقرنيليات (Apiaceae). وفي الوقت نفسه، أبرز التحليل الدينومترية الهيئة البارزة لـ *P. atlantica*، التي بلغ أقصى ارتفاع لها 13.93 متراً واتسعت تيجانها انتشاراً واسع. ركز التوصيف الكيميائي على الأوراق والسويقات الثمرية والثمار (الناضجة وغير الناضجة) لكل من النوعين. أظهرت المستخلصات الميثانولية محتويات عالية من الفينولات (8.21 ± 384.05 ملغم مكافئ حمض الجاليك/غرام لـ *P. atlantica*) والفلونويدات (0.00 ± 165.60 ملغم مكافئ الروتين/غرام لـ *P. lentiscus*)، و 0.70 ± 352.10 ملغم مكافئ حمض الجاليك/غرام لـ *P. atlantica* و 5.67 ± 163.60 ملغم مكافئ الروتين/غرام لـ *P. atlantica*). أظهرت التجارب المخبرية إمكانات بيولوجية ممتازة. في الاختبارات المضادة للميكروبات، تراوحت مناطق التثبيط بين 9 و 31.3 مم: كان *P. atlantica* فعالاً بشكل خاص ضد *Staphylococcus aureus* (26.33 مم) و *Escherichia coli* (31.33 مم)، بينما أدى *P. lentiscus* إلى تثبيط أقوى لـ *Staphylococcus epidermidis* (29.67 مم) و *Pseudomonas aeruginosa* (25.33 مم). وفي تجارب، أ تأثير النباتات على بعضها تراوحت نسبة تثبيط إنبات بذور *Sinapis arvensis* و *Cannabis sativa* بين 5% و 100%، مع قمع كامل لـ *S. arvensis* عند الجرعات العالية و 84.61% تثبيطاً أقصى لـ *C. sativa*، مصحوباً بتأخر في النمو وتشوهات مورفولوجية. وأخيراً، كانت الفعالية المبيدة للحشرات ملحوظة عند ملامسة المستخلص؛ فقد بلغ معدل الوفيات 98.82% ضد *Tribolium castaneum* ($LD_{50} = 73.84$ ملغم/مل؛ $LT_{50} = 0.102$ ساعة) باستخدام المستخلص الميثانولي للأوراق من *P. lentiscus*.

الكلمات المفتاحية: مضاد الميكروبات، مبيد الحشرات، *Pistacia lentiscus* (البطم)، *Pistacia atlantica* (البطم الأطلسي).

DEDICACES

À MES CHERS PARENTS,

« CHAOUATI EL MAHDI ET HASNAOUI FATIMA ZAHRA »

JE VOUS EXPRIME MA PROFONDE GRATITUDE POUR LES INNOMBRABLES
SACRIFICES CONSENTIS AFIN DE PERMETTRE MON ÉPANOUISSEMENT ET MA
PROSPÉRITÉ.

À MON CHER ÉPOUX, « BETTAOULA MOHAMED »

TA PRÉSENCE RASSURANTE ET TON APPUI INDÉFECTIBLE ONT CONSTITUÉ UN
PHARE GUIDANT MES PAS À TRAVERS LES DÉFIS DE LA FINALISATION DE CETTE
THÈSE. MERCI D'AVOIR ÉTÉ MON ANCRE. MERCI D'ÊTRE MA VIE.

À MON CHER FILS « GHITE EL HAYTHEME »,

MON PRÉCIEUX TRÉSOR ET LA LUMIÈRE DE MA VIE, TU ES LA SOURCE DE MA
JOIE ET DE MON BONHEUR INFINI.

A MES TRÈS CHÈRES SŒURS ET FRÈRES, POUR LEUR AMOUR,
LEUR SOUTIEN ET LEUR PRÉSENCE RÉCONFORTANTE TOUT AU LONG DE CETTE
AVENTURE.

À MA BELLE-FAMILLE « BETTAOULA »

À TOUS MES AMIS ET COLLÈGUES, QUI M'ONT SOUTENU ET
ENCOURAGÉ TOUT AU LONG DE MES ÉTUDES. SANS VOUS, CETTE
AVENTURE « INCROYABLE » N'AURAIT PAS ÉTÉ LA MÊME.

LISTE DES ABREVIATIONS

- **UV** : Ultraviolet.
- **DMSO** : Dimethylsulfoxyde.
- **Na₂CO₃** : Carbonate de sodium.
- **AlCl₃** : Chlorure d'aluminium.
- **MS** : Matière sèche
- **Rd** : Rendement
- **BHT** : Butylhydroxytoluène
- **PI** : pourcentage d'inhibition
- **Nm** : nanomètre
- CMI** : Concentration minimale inhibitrice.
- **UFC** : unité faisant colonie
- **EQ** : Equivalent en quercétine.
- **P.L.** : Pistacia lentiscus
- **P.A.** : Pistacia atlantica
- % : Pourcentage
- **MeOH** : Méthanol
- **PTT** : Teneur en polyphénols totaux
- **TFT** : Teneur en des flavonoïdes totaux
- **ACP** : Analyse en composante principale
- **AFC** : Analyse factorielle de correspondance
- **ATCC** : American Type Culture Collection
- **CMI** : Concentration minimale d'inhibition
- **DL 50** : La dose létale 50 %
- **TL50** : Le temps léthal 50 %
- **DZI** : diamètre de zone d'inhibition
- **EM** : extraits méthanolique
- **EA** : extrait aqueux

LISTE DES FIGURES

Figure I.1: Distribution géographique actuelle des espèces du genre <i>Pistacia</i> ...	6
Figure I.2: Arbrisseau du <i>Pistacia lentiscus</i>	9
Figure I.3: Carte de distribution de lentisque (<i>Pistacia lentiscus</i>) dans le monde.	10
Figure I.4: Répartition de Pistachier de lentisque en Algérie	11
Figure I.5: Arbre du <i>Pistacia atlantica</i>	15
Figure I.6: Répartition de Pistachier de l'atlas dans le monde	16
Figure I.7: Répartition de Pistachier de l'atlas en Algérie	17
Figure I.8: Grandes lignes de la biosynthèse des principaux groupes de composés phénoliques	24
Figure I.9: Les différentes classes de flavonoïdes	27
Figure I.10: Structure de l'acide gallique	28
Figure I.11: Structure d'un tanin condensé	29
Figure N° II.1: Situation géographique de la Wilaya de Médéa.....	34
Figure N° II.2. : Aspect général des stations d'étude : a : Oued Harbil, b : station Berrouaghia	35
Figure N° II.3. : Situation géographique des localités étudiées (Oued harbil et Berrouaghia).....	36
Figure N° II.4: Carte des bassins versants de la wilaya de Médéa	38
Figure N° II.5. : Les précipitations moyennes mensuelles des stations de références (Berrouaghia et Médéa)	39
Figure N°II.6. : Régimes saisonniers des stations de référence	40
Figure N° II.7. : Les températures (moyennes, minimales et maximales) mensuelles (en °C) des stations de référence	42
Figure N°II.8. : Diagrammes ombrothermiques de Bangouls et Gaussen (1953) des stations de références pour la période 1990-2021	43
Figure N° II.9: Climatogramme d'Emberger des stations de référence	44
Figure II.10 : Les deux plantes étudiées <i>P. atlantica</i> (A) et <i>P. lentiscus</i> (B).....	45
Figure n°II.11 Les graines e Moutarde des champs (<i>Sinapis arvensis</i>).....	46
Figure n° II.12 : Les graines chanvre (<i>Cannabis sativa</i>)	46
Figure II.13 : Adulte de <i>Sitophilus granarius</i>	48
Figure II.14 : Adulte de <i>Tribolium castaneum</i>	48

Figure II.15 : Estimation de la hauteur des arbres à vue.....	53
Figure II.16 : Schéma illustrant la démarche expérimentale suivie pour la préparation des extraits l'extrait hydro-méthanolique et aqueux	54
Figure II.17 : Préparation des dilutions des extraits étudiés	56
Figure II.18 : Évaluation l'activité antibactérienne par la méthode de diffusion en milieu gélosé.....	57
Figure II.19 : Les tests d'évaluation des activités allélopathiques	59
Figure II.20 : Evaluation l'activité insecticide par contact	61
Figure III.1 : Composition des familles de la station de Berrouaghia	65
Figure III.2 : Composition des familles de la station d'Oued Harbil	65
Figure III.3 : Répartition des types biologiques bruts des sites d'étude.....	66
Figure III.4 : Spectre biologique brut des deux stations d'étude.....	69
Figure III.5 : Répartition des types phytogéographiques des stations de Berrouaghia et d'Oued Harbil	70
Figure III.6 : Analyse factorielle de correspondance (AFC) des relevés floristiques des deux stations d'étude	73
Figure III.7 : La moyenne de la hauteur et du diamètre du houppier de <i>Pistacia atlantica</i> et <i>Pistacia lentiscus</i> dans les stations étudiées	79
Figure III.8 : Rendements de l'extrait méthanolique et aqueux des différentes parties de <i>Pistacia atlantica</i> et <i>Pistacia lentiscus</i>	82
Figure III.9 : Quantité des polyphénols totaux (μg EAG/mg M.S) de l'extrait méthanolique et aqueux des différentes parties de <i>Pistacia atlantica</i> et <i>Pistacia lentiscus</i>	86
Figure III.10 : Quantité des flavonoïdes totaux (μg ERu/mg M.S) de l'extrait méthanolique et aqueux des différentes parties de <i>Pistacia atlantica</i> et <i>Pistacia lentiscus</i>	88
Figure III.11 : Résultats de l'analyse de la variance et des comparaisons multiples de l'activité antibactérienne des deux espèces de <i>Pistacia</i>	103
Figure III.12: Analyse en composantes principales de l'effet antibactérien de l'extrait méthanolique de <i>P. lentiscus</i>	105
Figure III.13: Analyse en composantes principales de l'effet antibactérien de l'extrait aqueux de <i>P. lentiscus</i>	106

Figure III.14: Analyse en composantes principales de l'effet antibactérien de l'extrait méthanolique de <i>P. atlantica</i>	107
Figure III.15: Analyse en composantes principales de l'effet antibactérien de l'extrait aqueux de <i>P. atlantica</i>	108
Figure III.16. Variation des élongations racinaires et aériennes des deux adventices cibles par les extraits végétaux testés (Moyennes globales + groupes homogènes, ANOVA, test post Hoc de Tukey)	123
Figure III.17: Analyse en composantes principales de l'effet allélopathique de l'extrait méthanolique de <i>P. lentiscus</i>	125
Figure III.18: Analyse en composantes principales de l'effet allélopathique de l'extrait aqueux de <i>P. lentiscus</i>	126
Figure III.19 : Analyse en composantes principales de l'effet allélopathique de l'extrait méthanolique de <i>P.atlantica</i>	127
Figure III.20: Analyse en composantes principales de l'effet allélopathique de l'extrait aqueux de <i>P. atlantica</i>	128

Liste des tableaux

Tableau I.1: Classification taxonomique de <i>Pistacia lentiscus</i> L.	8
Tableau I.2: Quelques métabolites isolés de différentes parties du <i>Pistacia lentiscus</i>	12
Tableau I.3: Les activités biologiques du <i>Pistacia lentiscus</i>	13
Tableau I.4: Classification taxonomique de <i>Pistacia atlantica</i> Desf.....	14
Tableau I.5: Quelques métabolites isolés de différentes parties du <i>Pistacia atlantica</i>	18
Tableau I.6: Les activités biologiques du <i>Pistacia atlantica</i>	19
Tableau I.7: Principales classes des composés phénoliques	25
Tableau N° II.1: Régimes saisonniers de la station de Médéa et Berrouaghia en (mm).....	40
Tableau N°II. 2 : Valeurs moyennes mensuelles des températures (° C) minimales, maximales et moyennes des stations de Médéa et Berrouaghia (ONM 2018) [209] et de 2019 à 2021	41
Tableau N° II.3: Valeurs des quotients d'EMBERGER et températures minimales mois le plus froid de la station de Médéa et Berrouaghia	44
Tableau N° II.4: Les souches bactériennes	47
Tableau III.1 : Composition systématique de la zone d'étude.....	63
Tableau III.2. : Répartition des types biologiques de deux stations Berrouaghia.....	66
Tableau III.3. Répartition des types biogéographiques de Berrouaghia d'Oued Harbil.....	70
Tableau III.4: Résultats quantitatifs de la diversité floristique des deux stations	71
Tableau III.5 : Analyse descriptive de la hauteur en mètres de <i>P. atlantica</i> et <i>P. lentiscus</i> dans les deux stations d'étude.....	76
Tableau III.6 : Analyse descriptive du diamètre du houppier de <i>Pistacia atlantica</i> et <i>Pistacia lentiscus</i>	78

Tableau III.7 : Corrélation entre les paramètres dendrométriques de <i>P. atlantica</i> et <i>P. lentiscus</i> dans les stations d'étude.....	79
Tableau III.8: Diamètre des zones d'inhibition des extraits méthanoliques des différents organes de <i>P. lentiscus</i> vis-à-vis des six souches bactériennes de référence.....	93
Tableau III.9: Diamètre des zones d'inhibition des extraits aqueux des différents organes de <i>P. lentiscus</i> vis-à-vis des six souches de référence.....	94
Tableau III.10: Diamètre des zones d'inhibition des extraits méthanoliques des différents organes de <i>P. atlantica</i> vis-à-vis des six souches de référence.....	98
Tableau III.11: Diamètre des zones d'inhibition des extraits aqueux des différents organes de <i>P. atlantica</i> vis-à-vis des six souches de référence.....	99
Tableau III.12. Effet des extraits méthanoliques de <i>P. lentiscus</i> sur la longueur de la racine (LR), la longueur de la partie aérienne (LPA), le pourcentage de germination (PG) et le pourcentage d'inhibition de la germination (PIG) de <i>S. arvensis</i> et <i>C. sativa</i>	116
Tableau III.13. Effet des extraits aqueux de <i>P. lentiscus</i> sur la longueur de la racine (LR), la longueur de la partie aérienne (LPA), le pourcentage de germination (PG) et le pourcentage d'inhibition germination (PIG) de <i>S. arvensis</i> et <i>C. sativa</i>	117
Tableau III.14. Effet des extraits méthanoliques de <i>P. atlantica</i> sur la longueur de la racine (LR), la longueur de la partie aérienne (LPA), le pourcentage de germination (PG) et le pourcentage d'inhibition de la germination (PIG) de <i>S. arvensis</i> et <i>C. sativa</i> . (E.M.A)	118
Tableau III.15. Effet des extraits aqueux de <i>P. atlantica</i> sur la longueur de la racine (LR), la longueur de la partie aérienne (LPA), le pourcentage de germination (PG) et le pourcentage d'inhibition de la germination (PIG) de <i>S. arvensis</i> et <i>C. sativa</i>	119
Tableau III. 16. Comparaisons des taux d'inhibition de la germination de <i>S. arvensis</i> et <i>C. sativa</i> par les extraits des deux espèces de <i>Pistacia</i>	126
Tableau III. 17. Activité insecticide de <i>P. lentiscus</i> sur <i>S. granarius</i> par contact et ingestion.....	135

Tableau III. 18. Activité insecticide de <i>P. lentiscus</i> sur <i>T. castaneum</i> par contact et ingestion.....	136
Tableau III. 19. Activité insecticide de <i>P. atlantica</i> sur <i>S. granarius</i> par contact et ingestion	138
Tableau III. 20. Activité insecticide de <i>P. atlantica</i> sur <i>T. castaneum</i> par contact et ingestion.....	139
Tableau III. 21a. Valeurs des DL ₅₀ de <i>T. castaneum</i> sous l'effet des extraits aqueux de <i>P. atlantica</i>	141
Tableau III.21b. Valeurs des DL ₅₀ de <i>T. castaneum</i> sous l'effet des extraits méthanoliques de <i>P. atlantica</i>	141
Tableau III. 22a. Valeurs des DL ₅₀ de <i>T. castaneum</i> sous l'effet des extraits aqueux de <i>P. lentiscus</i>	142
Tableau III.22b. Valeurs des DL ₅₀ de <i>T. castaneum</i> sous l'effet des extraits méthanoliques de <i>P. lentiscus</i>	142
Tableau III.23a. Valeurs des DL ₅₀ de <i>S. granarius</i> sous l'effet des extraits méthanoliques de <i>P. lentiscus</i>	143
Tableau III. 23b. Valeurs des DL ₅₀ de <i>S. granarius</i> sous l'effet des extraits aqueux de <i>P. lentiscus</i>	143
Tableau III.24a. Valeurs des DL ₅₀ de <i>S. granarius</i> sous l'effet des extraits méthanoliques de <i>P. atlantica</i>	144
Tableau III.24b. Valeurs des DL ₅₀ de <i>S. granarius</i> sous l'effet des extraits aqueux de <i>P. atlantica</i>	144
Tableau III.25a. Valeurs des TL ₅₀ (heures) de <i>S. granarius</i> et <i>T. castaneum</i> sous l'effet des extraits méthanoliques des différents organes de <i>P. lentiscus</i>	146
Tableau III.25b. Valeurs des TL ₅₀ (heures) de <i>S. granarius</i> et <i>T. castaneum</i> sous l'effet des extraits aqueux des différents organes de <i>P. lentiscus</i>	147
Tableau III.26a. Valeurs des TL ₅₀ (heures) de <i>S. granarius</i> et <i>T. castaneum</i> sous l'effet des extraits méthanoliques des différents organes de <i>P. atlantica</i>	148
Tableau III.26b. Valeurs des TL ₅₀ (heures) de <i>S. granarius</i> et <i>T. castaneum</i> sous l'effet des extraits aqueux des différents organes de <i>P. atlantica</i>	149

TABLE DE MATIERES

RESUME

ABSTRACT

ملخص

REMERCEMENTS

DÉDICACE

TABLE DE MATIERES

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

INTRODUCTION..... 1

CHAPITRE I : Revue bibliographiques

I.1.Description de plantes étudiées	4
I.1.1. Description D'Anacardiacees	4
I.1.2. Genre Pistacia	5
I.1.2.1. Description du genre Pistacia	5
I.1.2.2. Distribution géographique du genre Pistacia	5
I.1.2.2.1. Phytochimie	6
I.1.2.3. Importance socio-économique et écologique du genre Pistacia	6
I.1.3. Les espèces étudiées	7
I.1.3.1. <i>Pistacia lentiscus</i> . L	7
I.1.3.1.1. Classification taxonomique	7
I.1.3.1.2. Description botaniques et dendrologies de l'espèce	8
I.1.3.1.3. La répartition géographique du <i>P.lentiscus</i> L.	9
I.1.3.1.4. Caractéristiques écologiques du <i>Pistacia lentiscus</i>	11
I.1.3.1.5. Travaux antérieurs sur <i>Pistacia lentiscus</i>	12
I.1.3.1.5.1. Constituants chimiques	12
I.1.3.1.5.2. Activités biologiques	13
I.1.3.2. <i>Pistacia atlantica</i> Desf	14
I.1.3.2.1. Classification taxonomique	14
I.1.3.2.2. Description botaniques et dendrologies de l'espèce	14
I.1.3.2.3. La répartition géographique du <i>P. atlantica</i>	16
I.1.3.2.4. Caractéristiques écologiques du <i>Pistacia atlantica</i>	18
I.1.3.2.4. Travaux antérieurs sur <i>Pistacia atlantica</i>	19

I.1.3.2.4.1. Constituants chimiques	19
I.2. Généralité sur les métabolites secondaires plantes	20
I.2.1. Les extraits des plantes	20
I.2.2. Méthodes d'extraction des principes actifs des plantes	20
I.2.3. Métabolites secondaires	21
I.2.3. Déférents groupes des métabolites secondaires	21
I.2.3.1. Les alcaloïdes	22
I.2.3.2 Les terpénoïdes :.....	22
I.2.3.3. Composés phénoliques	22
I.2.3.3.1.Biosynthèse des composés phénoliques :.....	23
I.2.3.3.2. Classificationdes composés phénoliques :.....	25
I.2.3.3.2.1. Acides phénoliques :.....	26
I.2.3.3.2.2. Flavonoïdes :.....	27
I.2.3.3.2.3.Tanins :.....	28
I.2.3.3.2.4. Anthocyanosides :.....	30
I.2.3.3.2.5. Coumarines :.....	30
I.2.3.3.3.Activités biologiques composés phénoliques :.....	31
I.2.3.3.3.1. Activité antioxydant :.....	31
I.2.3.3.3.2. Activité antimicrobienne:.....	31
I.2.3.3.3.3. Activité insecticide :.....	32
I.2.3.3.3.4.Activité allopathique :.....	32

CHAPITRE II : Matériel & Méthodes

II. 1. Présentation de la zone d'étude.....	34
II.1.1.Choix de stations d'étude.....	34
II.1.2. Situation géographique34.....	34
II.1.3. Géomorphologie.....	36
II.1.4.Pédologie :.....	37
II.1.5.Hydrologie :	38
II.1.6. Caractérisation climatique.....	38
II.1.6.1.Pluviosité :	39
II.1.6.2.Température	41
II.1.6.3.Vents	42

II.1.6.4. Gelées	42
II.1.7. Synthèse bioclimatique	43
II.1.7.1. Diagrammes ombrothermiques de Bagnouls et Gaussen.....	43
II.1.7.2. Le quotient pluviométrique d'Emberger « Q2 ».....	43
II.2. Matériel :.....	45
II.2.1. Matériel végétal :.....	45
II.2.1.1. Plantes étudiées	45
II.2.1.2. Espèces des adventives à tester	45
II.2.2. Matériels biologiques	47
II.2.2.1. Les souches bactériennes	47
II.2.2.2. Les insectes	47
II.3. Méthodes	48
II.3.1. Etude écologique	48
II.3.1.1. Etude floristique	48
II.3.1.2. Evaluation de la diversité floristique	49
II.3.1.2.1. Evaluation qualitative	49
II.3.1.2.2. Evaluation quantitative	50
II.3.1.2.3. Méthodes et analyse dendrométrique	51
II.3.2. Préparation des extraits	53
II.3.2.1. Préparation de l'extrait hydro-méthanolique	53
II.3.2.2. Préparation de l'extrait aqueux	54
II.3.2.3. Rendement d'extraction (Rd)	55
II.3.3. Etude phytochimique	55
II.3.3.1. Caractérisation des extraits méthanolique et aqueux	55
II.3.3.1.1. Dosage des polyphénols totaux (PTT)	55
II.3.3.1.2. Dosage des flavonoïdes totaux (TFT)	55
II.3.4. Etude de l'activité biologique	56
II.3.4.1. Evaluation des propriétés antibactériennes	56
II.3.4.1.1. Préparation des doses	56
II.3.4.1.2. Tests de l'activité antibactérienne	57
II.3.4.1.3. Détermination des CMI	58
II.3.4.2. Evaluation de l'activité allélopathique	58
II.3.4.2.1. Préparation des doses	58

II.2.4.2.2. Test d'évaluation de l'activité allélopathique	58
II.3.4.2.3. Suivi d'élongations de racines et de tiges d'une plantule donnée	59
II.3.4.2.4. Taux d'inhibition :.....	59
II.3.4.3. Evaluation l'activité insecticide	60
II.3.4.3.1. Elevage des insectes ciblés	60
II.3.4.3.2. Préparation des doses	60
II.3.4.3.3. Evaluation la toxicité des extrais par contact :.....	60
II.3.4.3.4. Evaluation la toxicité des extrais par ingestion :.....	61
II.3.4.3.5. Détermination du taux de mortalité corrigée :.....	61
II.3.4.3.6. Détermination de la DL50 :.....	61
II.3.4.3.7. Détermination de la TL50 :.....	62
II.4. Analyses statistiques des résultats :.....	62
CHAPITRE III : Résultats & discussion	
III.1. Etude écologique :.....	63
III.1.1. Évaluation de la biodiversité.....	63
III.1.1. 1.Evaluation qualitative.....	63
III.1.1.1.1. Diversité systématique.....	63
III.1.1.1.2. Diversité biologique :.....	66
III.1.1.1.2.1. Spectre biologique brut :.....	66
III.1.1.1.2.2. Types phytogéographiques :.....	69
III.1.1.2. Evaluation quantitative :.....	71
III.1.1.3. Traitement des données :.....	72
III.1.2. Analyse dendrométrique.....	76
III.1.2.1. Etude de la hauteur :.....	76
III.1.2.2. Etude du diamètre du houppier :.....	78
III.1.2.3. Analyse de corrélation :.....	79
III.2. Etude phytochimique des extraits des deux espèces de <i>Pistacia</i>	80
III.2.1. Détermination des rendements :.....	80
III.2.2. Teneur en poly phénols totaux.....	84
III.2.3. Teneur en flavonoïdes totaux	87
III.3. Evaluation des activités biologiques.....	91

III.3.1. Activité antibactérienne :	91
III.3.1.1. Activité antibactérienne des extraits des différentes parties de <i>P. lentiscus</i> .	92
III.3.1.2. Activité antibactérienne des extraits des différentes parties de <i>P. atlantica</i> :	97
III. 3.1.3. Traitement des données :	101
III.3.2. Activité allélopathique:	114
III.3.2.1. Taux d'inhibition	114
III.3.2.2. Actions des extraits sur certains paramètres de croissance des plantules de <i>S. arvensis</i> et <i>C. sativa</i>	120
III.3.3.3. Traitement des données :	121
III.3.3. Activité insecticide :	132
III.3.3.1. Effet toxique des extraits de <i>P. lentiscus</i> vis-à-vis des adultes de <i>S. granarius</i> et <i>T. castaneum</i> :	134
III.3.3.2. Effet toxique des extraits de <i>P. atlantica</i> vis-à-vis des adultes de <i>S. granarius</i> et <i>T. castaneum</i> :	137
III.3.3.3. Détermination de la dose létale 50 (DL50) des extraits méthanoliques et aqueux de <i>P. lentiscus</i> et <i>P. atlantica</i> vis-à-vis de <i>Sitophilus granarius</i> et <i>Tribolium castaneum</i>	140
III.3.3.4. Détermination des temps létaux 50 (TL50) des extraits méthanoliques et aqueux de <i>P. lentiscus</i> et <i>P. atlantica</i> vis-à-vis de <i>Sitophilus granarius</i> , et <i>Tribolium castaneum</i>	145
CONCLUUSION.	156
REFERENCES BIBLIOGRAPHYQUES	159
ANNEXE	

INTRODUCTION

Les plantes médicinales constituent un levier clé pour diversifier les sources de revenus en milieu rural et réduire la pauvreté, en offrant aux agriculteurs une rentrée financière stable. Utilisées dès l'Antiquité comme remèdes pour soigner diverses affections humaines [1], elles demeurent aujourd'hui des composantes importantes du commerce mondial de la santé. Selon l'Organisation mondiale de la santé, près de 81 % de la population mondiale recourt aux préparations traditionnelles à base de plantes pour leurs soins de santé primaires [2].

Les substances naturelles d'origine végétale sont très recherchées en raison de leurs activités biologiques nombreuses telle que : antivirales, antibactériennes, antifongiques, antipaludiques, antioxydants et anticancéreuses...etc.

Récemment, l'attention s'est portée sur la lutte biologique à l'aide de composés naturels issus des plantes [3]. La recherche de nouvelle méthode basée sur l'utilisation des molécules d'origine végétale pour remplacer les pesticides chimiques [4].

La région méditerranéenne regroupe environ trente mille espèces végétales, soit près de 10% des espèces reconnues dans le globe terrestre, dont 60% d'entre elles ne se trouvent nulle part ailleurs, ce qui donne en conséquent un complexe très diversifié [5]. Elle abrite une diversité biologique d'une importance primordiale grâce à des espèces végétales qui constituent des ressources génétiques locales avec des valeurs pastorales, alimentaires, aromatiques et médicinales [6].

L'Algérie avec sa position géographique particulière constitue un véritable réservoir phylogénétique par une importante richesse floristique, avec environ 4000 espèces et sous-espèces de plantes vasculaires [7]. Cependant, ce potentiel floristique reste très peu exploré d'un point de vue écologique, phytochimique et biologique.

De ces nombreuses plantes médicinales, notre étude s'est portée essentiellement sur deux espèces de genre *Pistacia* sp. Les espèces appartenant à la famille des Anacardiaceae. Le choix de ces espèces qui appartiennent au

genre *Pistacia* repose sur les plantes utilisées dans la médecine traditionnelle [8]. Par conséquent, la recherche des principes actifs potentiels et la compréhension de leur mécanisme d'action.

Les espèces de plantes méditerranéennes produisent de nombreux métabolites secondaires dont la plupart sont des terpénoïdes (volatils) et des composés phénoliques (non volatils). Ces métabolites secondaires peuvent jouer un rôle écologique important en assurant la réponse adaptative des plantes aux conditions de stress fréquentes telles que le feu, le pâturage, la sécheresse et la coexistence d'espèces dans ces environnements [9].

Si l'importance et l'efficacité de la pharmacopée traditionnelle ne sont plus démontrer, son utilisation systématique dans le domaine socio-économique reste sujette à de multiples polémiques. Actuellement la question n'est plus de démontrer l'efficacité de la médecine traditionnelle mais de valoriser d'autre intérêt des espèces de *Pistacia*. C'est dans cette optique que nous nous sommes proposé d'étudier l'écologie, la photochimie et certaine activité biologique : l'activité antimicrobienne, insecticide, allopathe des extraits de *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica*. L'intérêt de notre étude est de contribuer à la rationalisation et à la promotion de l'utilisation des plantes médicinales. Aussi, pour une utilisation plus rationnelle des plantes médicinales, des recherches contemporaines s'investissent dans l'identification de nouveaux composés chimiques d'origine naturelle. À cet effet, la présente étude est visée à :

- 1- Faire l'inventaire floristique et des mesures dendrométriques *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica* dans la région de Médéa ;
- 2- Connaitre la composition chimique des extraits issus des différentes parties (feuilles, pédoncules, fruits non mature et fruits mature) ;
- 3- Evaluer leurs les activités antibactériennes, allopathique et insecticides de deux plantes étudiées.

Pour la restitution de nos résultats, ce document est scindé en trois chapitres qui sont composés d'une introduction et suivis d'une conclusion et des perspectives.

✓ Ainsi, le premier chapitre est consacré à la synthèse bibliographique sur les plantes étudiées appartenant au genre *Pistacia*.

- ✓ Le deuxième chapitre porte sur la partie expérimentale avec une présentation des Techniques d'études en terrain, d'extractions, techniques d'analyse utilisées et des méthodes d'évaluation les activités biologiques.
- ✓ Le troisième chapitre présente les résultats de l'étudeécologique, les résultats de l'étude des métabolites secondaires des extraits des deux espèces et les résultats de l'évaluation des propriétés biologiques des métabolites secondaires des extraits des deux espèces.

CHAPITRE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

I.1.Description de plantes étudiées :I.1.1. Description D'Anacardiacees :

Les Anacardiacees possèdent environ 73- 80 genres et 850-870 espèces [10,11]. Ce sont des arbres, des arbustes ou des lianes à canaux résinifères ou laticifères, elle est principalement tropicale et subtropicale, est bien représentée en Amérique du sud, en Afrique, mais on peut aussi les retrouver dans les régions tempérées, spécialement dans le bassin méditerranéen et des régions tempérées d'Amérique du nord et d'Eurasie [12]. Feuilles composées pennées ou trifoliolées, généralement composées et imparipennées [13-14]. Inflorescence en panicules, les fleurs sont petites, actinomorphes, hétérochlamydées, 3 à 5-mère, (hétérosexuées), bisexuelles à unisexuelles, parfois apétales généralement hypogynes [15] avec un ovaire supère en général, comprenant 1 ou 3 à 5 carpelles unis, rarement libre avec 1 à 5 loculées contenant chacun un ovule [16]. Le fruit est généralement une drupe rigide, fibreux, et très diversifié souvent à mésocarpe résineux [16, 17].

Beaucoup de plantes de cette famille sont utiles dans divers domaines : certains fruits sont comestibles telles que le cajou (*Anacardium occidentale*), la mangue (*Mangifera indica*) et le pistache (*Pistacia vera*), certaines plantes sont aromatiques, avec une abondance en huile essentielle d'où l'usage condimentaire (fabrication du poivre noir à partir des fruits de *Schinus molle* et *Schinus terebinthifolius*) ou médicinal. Le jus du fruit immature de *Semecarpus anacardium* est utilisé comme colorant. La *Schinopsis quebracho-colorado* et plusieurs espèces de *Schinopsis rhus* sont utilisées pour produire des tanins [11].

Chimiquement de nombreuses études de phytochimie des espèces d'Anacardiacees ont révélé une diversité de composés, cette famille est riche en composés phénoliques, en tanins et en huiles essentielles et des flavonoïdes [18,19]. Les principaux genres dans le monde des Anacardiacees d'après Mabberley (1987) [10] sont :

Anacardium (8 espèces), *Ozoroa* (40 espèces), *Mangifera* (35), *Pistacia* (11 espèces), *Rhus* (200 espèces), *schinopsis*, *schinus* (27 espèces), *Lannea* (40

espèces), *Pseudospondias* (2espèces), *Sorindeia* (50espèces) et *Spondias*(10espèces).

I.1.2. Genre *Pistacia*

I.1.2.1. Description du genre *Pistacia*

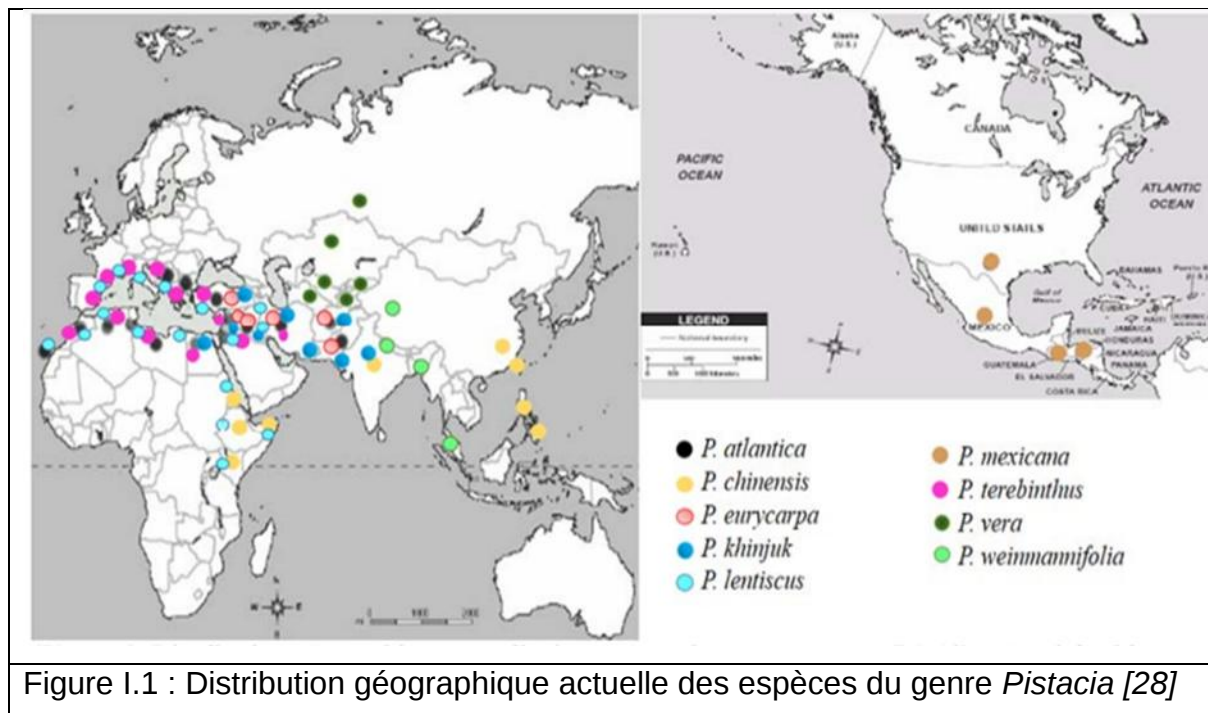
Le genre *Pistacia* appartient à la famille des Anacardiacees. Ce genre comprend des arbustes et arbres à résine éternelle ou pluvieuse qui sont caractérisés comme des arbres xérophytiques dont certaines espèces peuvent atteindre une hauteur de 8 à 10m [20]. Le genre *Pistacia* est caractérisé par des feuilles alternes, pari- ou imparipennées, rarement trifoliées ou simples, persistantes (*P. lentiscus*) ou caduques. Le nombre de folioles est de 2 à 6 paires. Le rachis des feuilles et le pétiole soient élargis et aplatis, créant ainsi une expansion verte similaire à celle d'une aile. Cette caractéristique revêt une grande importance pour l'identification des espèces. Les Le nombre de folioles varie de 2 à 6 paires [21, 22]. Les arbres et arbustes sont dioïques (unisexuées)avec des inflorescences en grappes rameuses. Les fleurs sont de couleur brune, radiales, petites, avec un nombre habituel de 5 sépales, distincts ou légèrement liés et de 4 à 5 étamines par fleur [20, 21]. Le fruit de ce genre est une drupe asymétrique aplatie plus au moins succulent, monosperme à endocarpe osseux [23].

I.1.2.2. Distribution géographique du genre *Pistacia*

Selon les fossiles les plus anciens (Paléocène) trouvés en Amérique du Nord. Le genre *Pistacia* est probablement originaire d'origine américaine, comme le déclare Carl Von [24, 25]. On peut trouver ce genre dans le bassin méditerranéen, en Amérique du Nord et en Amérique centrale, ainsi qu'en Asie centrale [26, 27]. La distribution géographique est aujourd'hui vaste et discontinue : Mexique et Amérique du Sud, îles atlantiques, Europe du Sud et bassin méditerranéen, Afrique tropicale de l'Est, Asie Centrale, Chine et Asie du Sud-Est [28] (Figure I.1).

En Algérie, le genre *Pistacia* est représenté par quatre espèces. Trois espèces de *Pistacia* se trouvent naturellement en Algérie : *P. lentiscus* L., *terebinthus* L., et *P. atlantica* Desf.; réparties sur presque tous les types du climat d'où leurs grandes capacité d'adaptation aux contraintes climatiques .La quatrième espèce, *P. vera*, (le pistachier vrai), est une espèce introduite ou

subspontanée *P. vera* est la seule espèce du genre cultivée commercialement [20, 29 et 30].



I.1.2.2. Phytochimie :

Des travaux antérieurs réalisés sur les espèces du genre *Pistacia* ont permis de mettre en évidence la présence de glycosides de flavanols comme la myricétine et la quercétine, l'acide gallique, les dérivé galloyls et les anthocyanines [31, 32]. Certains composés terpéniques tels que : α -Pinène Camphène, β -Pinène, Germacrène D, α -Terpinéol, Limonène, β -Phellandrène, β -Caryophyllène δ -Cadinène, α -terpinène, et Terpinene-4-ol [33, 34 et 35].

I.1.2.3. Importance socio-économique et écologique du genre *Pistacia* :

Pistacia est un genre économiquement important, car il contient le pistachier. *P. vera*, qui a des graines comestibles d'importance commerciale considérable, une valeur annuelle d'environ 2 milliards de dollars [36] car cette valeur est très importante autant que les amandes entrent dans la composition de certains mets et on les mange comme dessert. Ainsi, les pistaches contiennent une quantité importante en phospholipides et une quantité moyenne de protéines en plus de leurs contenances en sucres, Les pistaches sont aussi de bonnes sources des éléments minéraux [37]. L'arbre de *P. atlantica*, *P. terebinthus* et *P. lentiscus* fournit un bois d'artisanat, de construction (Charpentes), de chauffage,

de mobilier et de sièges. Ce bois est blanc avec un cœur brun, il est dense, dur et homogène. Il est utilisé pour fabriquer des pipes et des ustensiles de cuisine traditionnelle [38, 39].

Plusieurs espèces de ce genre occupent une place appréciable dans la médecine traditionnelle et pharmaceutique. Différentes parties de de *P. vera*, *P. atlantica*, *P. terebinthus*, *P. khinjuket* *P. lentiscus* ont été utilisées en médecine traditionnelle à des fins diverses comme le tonique, l'aphrodisiaque, l'antiseptique, l'antihypertenseur et l'égéenne dentaire, Gastro-intestinal, hépatique, urinaire et des voies respiratoires [40,41 et 39].

L'intérêt écologique des espèces du genre *Pistacia* réside dans le fait que conservateur des sols et joue également un rôle protecteur et fixatrice du sol dans les zones ou l'érosion en raison de sa résistance à la sécheresse d'une part et de ses faibles exigences pluviométriques et de sa rusticité d'autre part [29, 23]. Les arbres ont assuré la protection et la nourriture des oiseaux et d'autres animaux de cet écosystème, les feuilles sont utilisées comme fourrage pour l'alimentation de bétail, elles fourniraient un apport de fourrage appréciable [42,43 et 44]. Le genre comprend plusieurs espèces productrices de résine dont deux circumméditerranéennes (*Pistacia lentiscus* L., et *P. terebinthus* L.), une plus septentrionale (*P. atlantica* Desf.)[45]. La résine est utilisée comme un rafraîchissant dans les boissons alcoolisées et non alcoolisées, dans certains mélanges de cosmétiques (savon) et de parfumerie, et dans la production de dentifrice [46].

I.1.3. Les espèces étudiées :

I.1.3.1. *Pistacia lentiscus*. L. :

I.1.3.1.1. Classification taxonomique :

La classification taxonomique de l'espèce *P. lentiscus*. Lest décrite par ANSARI et SIDDIQUI (2012) [41] est représentée dans le Tableau I.1 :

Tableau I.1 : Classification taxonomique de *Pistacia lentiscus* L.

Embranchement :	Phanérogames ou Spermaphytes
Sous embranchement :	Angiospermes
Classe :	Eudicots
Sous classe :	Eurosidéées II
Ordre :	Sapindales (Rutales)
Famille :	Anacardiacees- Térébinthacées
Genre :	<i>Pistacia</i>
Espèce :	<i>Pistacia lentiscus</i> Linné (1753)

I.1.3.1.2. Description botaniques et dendrologies de l'espèce :

Il s'agit d'un arbuste forestier à houppier très développé, composé de branches imbriquées et dense [47]. (Figure.I.2). Il est très abondant qui a une forme arborescente exceptionnelle, pouvant atteindre 5 mètres de haut et devenir un arbre élevé dans des zones humides et protégées [48]. Le tronc du lentisque n'est pas droit et sa couleur est gris clair lorsqu'il est jeune, et noir cendre à un âge avancé. Le diamètre à hauteur de poitrine peut atteindre 40 à 50 cm [49,50 et 51]. Les jeunes branches présentent une écorce rougeâtre qui se transforme en gris avec l'âge. Lorsque l'écorce est perforée, la plante émet une résine irritante non colorée avec une forte odeur [52].

Les feuilles sont composées, persistantes, paripennées, possédant un nombre pair de folioles (4 à 10) d'un vert sombre, elliptiques, coriaces et luisantes de 4 à 5 mm du diamètre et le pétiole est bordé d'une aile verte [53](Figure. I.2.). L'inflorescence du l'arbuste est en grappe, spiciformes, denses pédicellées et courtes [39]. La floraison se fait au printemps (avril-mai), les fleurs mâles et femelles poussent sur des arbustes différents [54]. D'après SAMSON (1987) [55]. Les fleurs femelles sont de couleur vert jaune à un calice comportant 3 ou 4 lobes et un 1 ovaire de 3 carpelles concrescents et 3 stigmates arqués en dehors et les fleurs mâles sont rouge foncé à un calice comportant 5 sépales au fond duquel sont insérées 5 étamines, à filets courts soudés à la base et anthères rouges, tétragones. Le fruit est une drupe arrondie d'environ 5mm de diamètre, et renferme une amande qui est comestible [20].



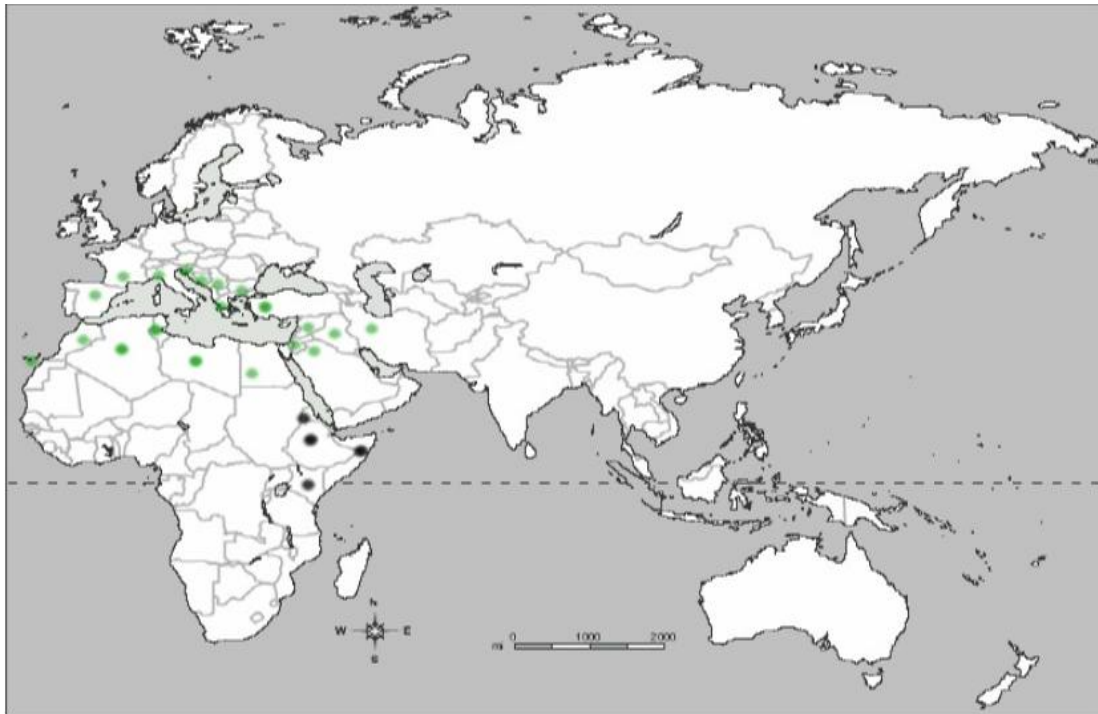
Figure I.2 : Arbrisseau du *Pistacia lentiscus*. L (a) : feuilles (b), fruits (c). (Originale 2020).

La racine de *Pistacia lentiscus* est pivotante et elle a de nombreuses racines latérales pendant sa jeunesse. À l'âge adulte, les racines latérales sont très étendues et forment une longue tige. Il est possible que les racines atteignent une profondeur de 20 à 25 mètres [50, 56 et 51].

I.1.3.1.3. La répartition géographique du *P.lentiscus* L. :

a) - Dans le monde :

Le *P. lentiscus* est originaire du bassin méditerranéen [57]. Il se développe spontanément et est très répandu sur les bords de la Méditerranée de la région méditerranéenne en Europe et en Afrique, de l'Asie aux îles canaries et au Portugal [58]. On les retrouve également en Corse, et en Charente-Maritime [59] (Figurel.3).



Figurel.3 : Carte de distribution de lentisque (*Pistacia lentiscus*) dans le monde. Noir= *Pistacia lentiscus* subsp. *emarginata*. Vert= *Pistacia lentiscus* subsp. *Lentiscus* [60].

b) En Algérie :

P.lentiscus s'étendent sur une vaste zone géographique, allant du littoral aux zones arides et dans les zones forestières [54]. Il occupe l'étage thermoméditerranéen [61]. Il a une limite méridionale aux environs de Saïda, mais il n'est pas mentionné au sud de l'Atlas saharien [62]. On le retrouve sur tout type de sol, dans l'Algérie subhumide et semi-aride [63], plus précisément dans le bassin du Soummam association avec le pin d'Alep, le Chêne vert et le chêne liège [64] (Figure I.4.).

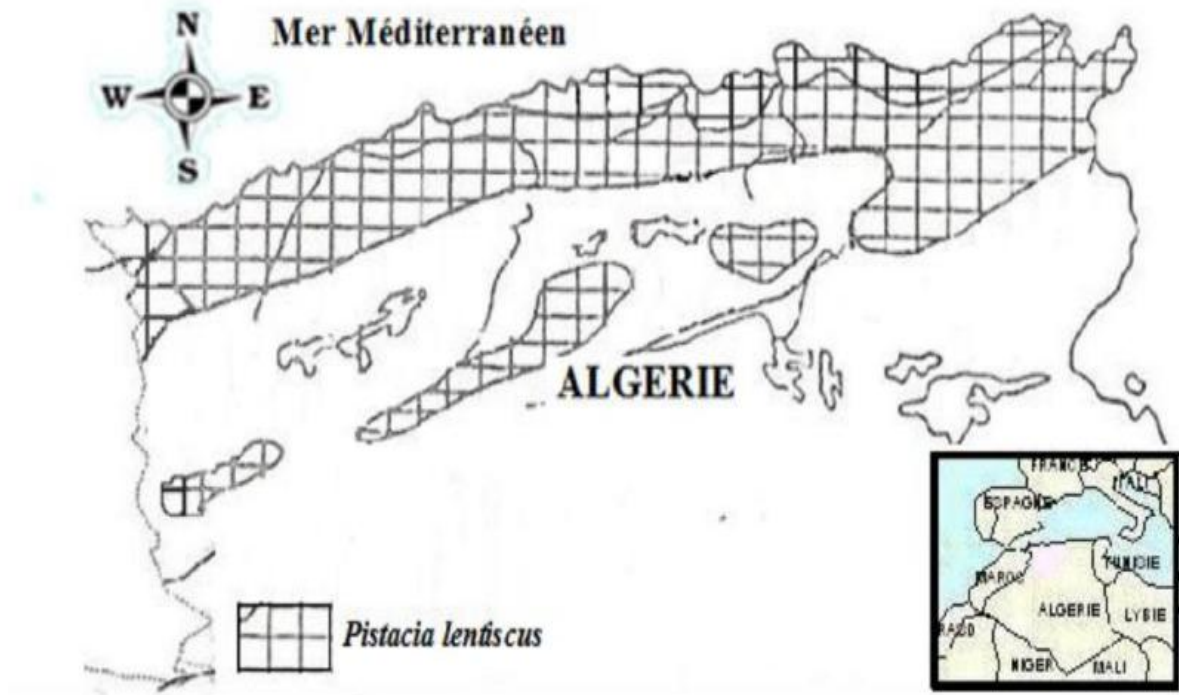


Figure I.4.: Répartition de Pistachier de lentisque en Algérie [20].

I.1.3.1.4. Caractéristiques écologiques du *Pistacia lentiscus* :

D'un point de vue climatique, le pistachier lentisque est très abondant dans les plaines que sur les hauteurs, contrairement aux zones semi-arides où elle pousse plutôt sur les hauteurs et devient rare dans des régions arides et avec un climat sec [65]. Le lentisque est particulièrement résistant à la sécheresse et aux canicules [66] et peut survivre à des températures extrêmes pouvant atteindre 45°C [67]. Selon SAADOUN S.N., (2002) [65], l'adaptation de cette espèce au manque d'eau par : une absence totale de stomates au niveau de la face supérieure des feuilles ; et la présence des stomates au niveau de la face inférieure de la feuille. Par ailleurs, s'il supporte des froids jusqu'à moins 8°C, elle est cependant résistante à de très basses températures hivernales [68]. Le lentisque pousse dans les régions littorales à basses altitudes, il peut aller jusqu'à 1500 m d'altitude dans les régions sub-sahariennes [69]. Du point de vue édaphique, On le retrouve sur tout type de sol, se développe sur des sols calcaires et supporte aussi des taux élevés de salinité [70] mais il préfère des sols à faible concentration en phosphore et potassium conjugués avec des concentrations différentes en carbonates de calcium et en azote [71] c'est une plante considérée comme thermophile et xérophile [72].

I.1.3.1.5. Travaux antérieurs sur *Pistacia lentiscus*

I.1.3.1.5.1. Constituants chimiques :

La plante contient différents groupes de métabolites secondaires tels que les tanins, les flavonoïdes, les flavones, les gallotanins, les stérols et les triterpènes, ainsi que des phénols simples tels que l'acide gallique et l'acide p-coumarique [73,74] (Tableau I.2.).

Tableau I.2 : Quelques métabolites isolés de différentes parties du *Pistacia*.

Lentiscus.

Partie	Métabolites	Références
Les feuilles	Composés phénoliques. Elles contiennent : -gallotannins entre 5 à 7% dû à savoir les dérivés gallolyle tels que les acides mono, di, tri-O-gallolylequinique et l'acide gallique et Flavanols comme la quercétine, myricétine, lutéoline ainsi que l'isoflavone genisteine	[31]
	- glycosides de flavanols tels que la quercétine, myricétine, lutéoline et isoflavone génistéine	[32]
	L'huile essentielle caractérisée par sa richesse en α -pinène (20,6%), limonène (15,3%) et β -pinène (9,6%)	[73]
	L'huile essentielle caractérisée par sa richesse en terpinène-4-ol (23,32%), α -terpénol (7,12%) et β -Caryophyllène (22,6%). Amhamd	[74]
	Les composants majeurs de l'huile essentielle sont : Le longifolène 12% et d'Alger et de Tizi-Ouzou 16,4% et α -pinène (19,0%) pour l'huile d'Oran	[75]
Les fruits	L'huile fixe est : Riche en acide oléique (50 -72%), acides palmitique (23,2%) et linoléique (21,7%). En faibles quantités d'acide palmitoléique (1,3%), stéarique (1,1%), linoléique (0,8%), gadoléique (0,2%) et arachidique (trace) Stérols : le β -sitostérol (90%), le camestérol, le cholestérol et le stigmasté	[61]
	Renferment 5,4mg/ml d'anthocyanines composés principalement par cyanidine-3-O-glucoside (70%), delphinidine-3-O-glucoside (20%) et cyanidine-3-O-arabinoside (10%)	[76]
	L'acide digallique	[77]
	L'acide gallique et le 1,2,3,4,6-pentagalloylglucose (Abdelwahed et al., 2007)	[78]
	La fraction d'acétate d'éthyle l'acide gallique et le 1,2,3,4,6 – penta galloylglucose	
	Acides phénoliques libres (les acides p-hydroxy benzoïque, gallique, cinnamylidène acétique) et estérifiés (acides quinique, 4-Oglucoside p-coumarique, 5-galloylquinique, l'isomère d'acide caffeoylquinique et	[79]

	3,4,5 Oacidetrigalloylquinique), de flavonoïdes (quercétine, taxifoline, quercétine-3-O-glucuronideet lutéoline 6,8-di-C-hexoside), un secoiridoïde (oléoside) et d'un diterpène phénolique (épirosmanol	
--	--	--

I.1.3.1.5.2. Activités biologiques :

Plusieurs recherches scientifiques s'intéressaient par les propriétés biologiques et pharmacologiques de l'espèce, le tableau (I.3.) récapitule la majorité des activités.

Tableau I.3 : Les activités biologiques du *Pistacia lentiscus*

Activités biologiques	Partie utilisée	Métabolites/ Extraits	Référence
Antioxydantes	Résine	Triterpènes	[80]
	Feuilles /Fruit	Huile essentielle	[81]
	Feuilles	Extrait éthanolique	[82]
		Extraits phénoliques	[83]
	Partie aérienne	Huile essentielle	[84]
	Feuille		[85] [86] [87]
Antimicrobienne		Huile essentielle	[88]
		Extrait méthanolique	[89]
	Feuilles	Huile essentielle	[53] [86] [89]
Hépatoprotecteur	Feuilles	Extrait éthanolique	[90]
	Fruits	Extrait éthanolique	[91]

Antidiabétique	Feuilles	-	[90]
		Extrait éthanolique	[91]
	Fruits	Fractions aqueuse et organique Huile végétale	[92] [93]
Cicatrisant	Résine	Extrait aqueux	[94]
	Fruits	Huile essentielle	[95]
			[96]

I.1.3.2. *Pistacia atlantica* Desf:

I.1.3.2.1. Classification taxonomique:

La classification taxonomique de l'espèce *P. atlantica* Desf admise actuellement est celle de Quezel et Santa (1963) [57], est représentée dans le Tableau I.4.

Tableau I.4 : Classification taxonomique de *Pistacia atlantica* Desf.

Embranchement :	Phanérogames ou Spermaphytes
Sous embranchement :	Angiospermes
Classe :	Eudicots
Sous classe :	Eurosidiées II
Ordre :	Sapindales (Rutales)
Famille :	Anacardiacees- Térébinthacées
Genre :	<i>Pistacia</i>
Espèce :	<i>Pistacia atlantica</i> Desf

I.1.3.2.2. Description botaniques et dendrologies de l'espèce :

Selon SEIGUE (1985) [97], le *Pistacia atlantica* Desf. (Figure I.5) est un arbre magnifique qui peut atteindre 20 mètres de haut et 1 mètre de diamètre du tronc. Dans sa jeunesse, l'arbre présente une frondaison en forme de boule, qui s'étend en demi-sphère en vieillissant (avec une tige volumineuse et arrondie) [98]

et couvre plus de 150 m² de terrain [99]. Selon KHALDI et KHOUDJA (1996) [100], l'écorce est fissurée longitudinalement et rugueuse, d'un gris caractéristique des branches grandes. Les feuilles sont caduques, composées, légèrement coriaces, avec un rachis finement ailé et 7-11 folioles [101]. Les folioles sont alternes et ont une longueur de 2 à 6 cm et une épaisseur de 0,5 à 1,05 cm. de [100]. La longueur totale de la feuille est rarement supérieure à 12 cm, et sa couleur varie de vert foncé sur la face supérieure à vert clair sur la face inférieure [100].

L'arbre dioïque de l'Atlas est le pistachier [23,102 et 103]. Cependant, certains pieds sont monoïques [101]. Les fleurs sont apétales groupées en grappes lâches, terminales pour les mâles et axillaires pour les femelles [23,103]. Les fleurs mâles sont composées de 5 étamines et 5 sépales, placées au fond du calice. Les fleurs femelles ont 3 à 4 sépales et un ovaire avec 3 styles. Les fleurs femelles sont de 3 à 4 sépales et un ovaire surmonté de 3 styles [98,104 et 105]. Les fruits de Pistachier sont des drupes grosses légèrement ovale, quelques fois allongées [23,106]. De couleur verdâtre puis rougeâtre au début, le fruit prend une couleur bleuâtre à maturité [107].

Le système racinaire du pistachier de l'Atlas est très vigoureux, pouvant atteindre 6 mètres de profondeur. Il possède une structure bien organisée avec un pivot vertical épais, orthotropes à croissance rapide et indéfinie, ainsi que de fines racines latérales plagiotropes à croissance lente [108,109]. L'âge fait disparaître ce pivot et permet aux racines secondaires de s'organiser en fonction de la texture du sol [110].



Figure I.5 : Arbre du *Pistacia atlantica*(A) : feuilles (B), fruits (C).(Originale ,2020)

Le système racinaire du Pistachier de l'Atlas peut être régénéré par voie végétative [111].

I.1.3.2.3. La répartition géographique du *P. atlantica* :

a) - Dans le monde

Pistacia Atlantica est une espèce héliophile qui se rencontre dans le bassin méditerranéen, allant de l'Afrique du Nord et des îles Canaries jusqu'à l'Afghanistan et au Pakistan [59,112 et 113]. *Pistacia atlantica* se rencontre en grande partie dans le sud de la Méditerranée et au Moyen-Orient, dans la partie méridionale de la Grèce, ainsi que dans l'ouest et le sud de la Turquie. Il est également mentionné en Palestine, en Jordanie, en Syrie, en Tunisie, en Libye et en Égypte [59]. Dans le proche orient, le pistachier de l'Atlas est lié à *Quercus ithaburensis* et en Afrique du Nord à *Ziziphus lotus* [97].

L'essence *Pistacia atlantica* est répandue dans tout le nord de l'Afrique, depuis les îles Canaries à l'ouest jusqu'aux Palmyres à l'est. Elle se rencontre au

Maroc avec l'arganier, tout comme en Algérie où elle peut accompagner le Thuya de Barbarie (*Tetraclinis Articulata*) [23].

Il se rencontre de l'Atlantide à la Syrie et dans les trois pays d'Afrique du Nord [23] (Figure I.6).

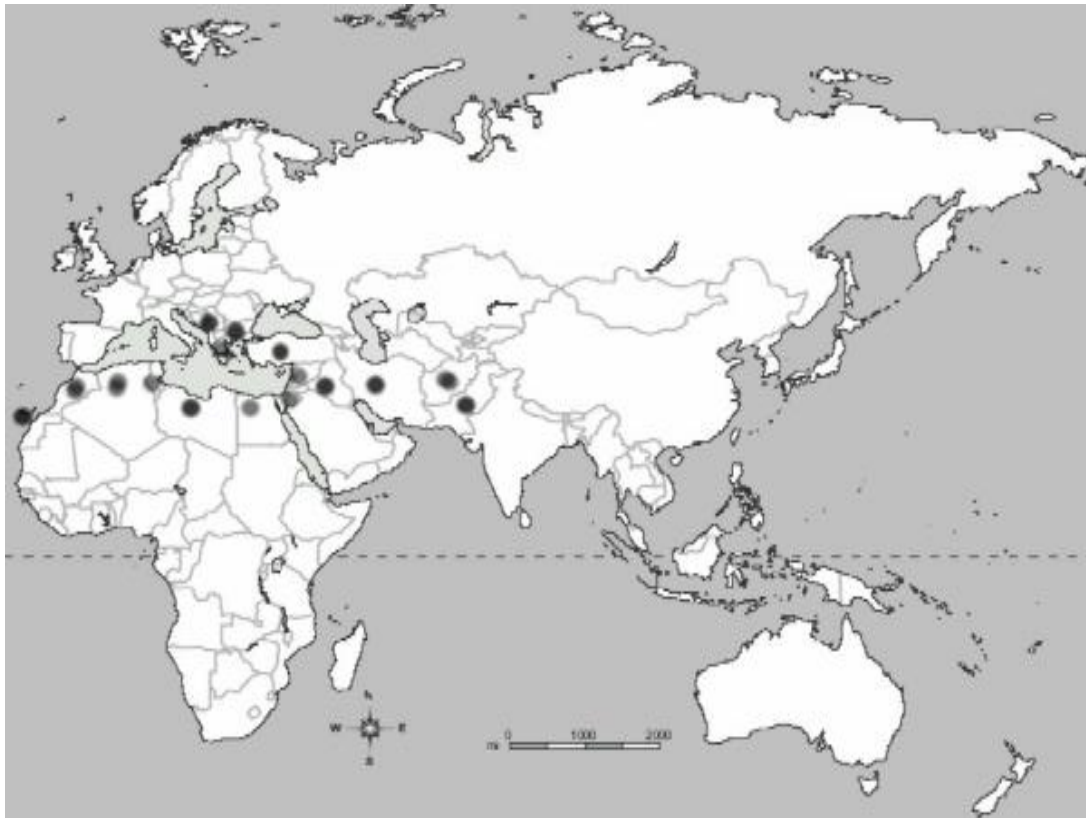


Figure I.6: Répartition de Pistachier de l'atlas dans le monde [60].

b) En Algérie :

Pistachier de l'atlas fait partie des plantes spontanées protégées en Algérie [114]. Il est très répandu en Algérie dans les forêts chaudes du Tell méridional, dans l'Atlas mitidjien mais principalement dans la steppe-désertique des hauts plateaux. Aussi, dans le Sahara septentrional où il ne reste que dans les dayas d'Atlas saharien [115]. Il est parfois observé en montagne dans l'Atlas saharien (région Ain Sefra) et sur les hauts plateaux oranais, où sa limite la plus élevée se trouve au cœur du Hoggar, où il se trouve à l'état de relique [23] (Figure I.7). La limite méridionale du *P. atlantica* Desf se trouve au Tlemcen, Saida, Tired, M'Silla, Laghouat, El-Bayad, Béchar, Ghardaïa, Médéa et au niveau du centre du Sahara

(en plein Hoggar), il existe à l'état de relique une petite population dans la région de l'oued idikel [116 ,117].

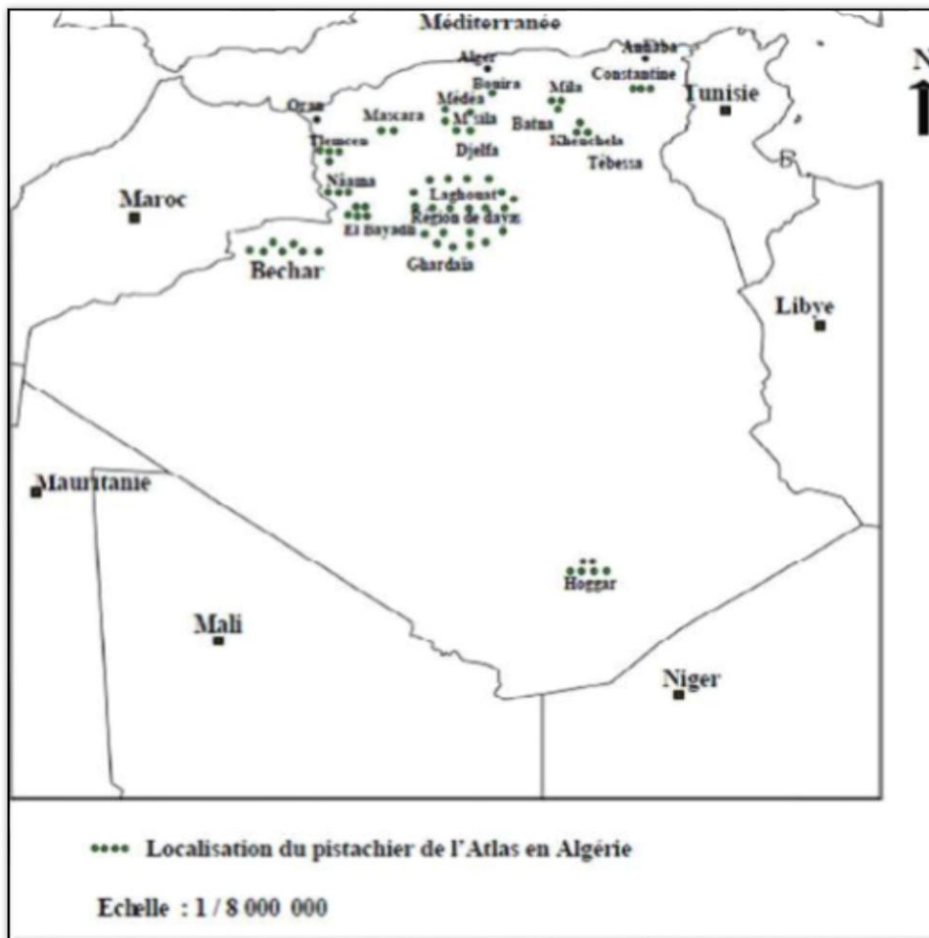


Figure I.7 : Répartition de Pistachier de l'atlas en Algérie [23].

I.1.3.2.4. Caractéristiques écologiques du *Pistacia atlantica* :

D'un point de vue climatique, Le pistachier d'atlas possède une amplitude écologique et une plasticité remarquable puisqu'il se rencontre depuis le cœur du Sahara jusqu'aux marges du bioclimat humide [118]. Il se développe sous une tranche pluviométrique allant de 250 mm à 1 000 mm, avec une faible pluviométrie de l'ordre de 150 mm et parfois moins [119]. Par ailleurs, il résiste aux températures basses et élevées, il peut aller de -12°C à plus de 49°C [120].

Du point de vue édaphique, Cet arbre convient à de nombreux sols, à l'exception des sables. Cette espèce préfère généralement les terrains argileux ou limoneux. Selon KHALDI et KHOUDJA (1996),[100] il est également présent sur les roches calcaires, où les racines pénètrent les fissures. Il peut se trouver dans

les sols profonds ou très rocailleux, sur les lits d'oueds ou dans de grandes dépressions temporairement humides [118].

I.1.3.2.4. Travaux antérieurs sur *Pistacia atlantica* :

I.1.3.2.4.1. Constituants chimiques :

Divers groupes de métabolites secondaires ont été identifiés dans la plante comme : les tanins, les flavonoïdes, des flavones, des gallotanins les stérols et les triterpènes, et des phénols simples tels que l'acide gallique et l'acide p-coumarique en huiles essentielles [121,124 et 123] (Tableau I.5).

Tableau I.5: Quelques métabolites isolés de différentes parties du *Pistacia atlantica*.

Partie	Métabolites	Références
Feuille (Huile essentielle)	α -pinène, limonène	[121]
Feuille (Extrait aqueux)	α -terpinéol	[122]
Feuille (Extrait méthanolique)	Terpinén-4-ol, Spathulénol	[123]
Feuille (Extrait méthanolique)	Globulol, Viridiflorol et Rosifoliol	[124]
Fruits	Acide quinique, quercétine, la rutine, lamyricétine et gallohexiside	[122]
Fruits	-ester méthylique d'acide gallique	[124]
Fruit	Gallate de Methyl, acide galloylshikimique, tetragalloylglucose, acide galloylquinique	[125]
Résine	acide gallique, acide quinique, acide digalloylquinique, tetragalloylquinique acide	[125]

1.3.2.4.2. Activités biologiques :

Plusieurs recherches scientifiques s'intéressaient par les propriétés biologiques et pharmacologiques de l'espèce, le tableau I.6 récapitule la majorité des activités.

Tableau I.6: Les activités biologiques du *Pistacia atlantica*.

Activités biologiques	Partie utilisée	Métabolites/ Extraits	Référence
Anti-oxydant	Feuille /fruit	Extraits méthanolique	[123]
	Feuille	L'extrait d'acétate d'éthyle, les extraits aqueux, et de butanolique	[122]
	Feuille	Ethanoli	[82]
	Racine	Extrait aqueux	[126]
Antimicrobienne	Feuille et oléorésine	Huileessentielle	[121]
	Feuille	Aqueux et éthanolique	[127]
	Feuille	Méthanolique Éthanolique	[82]
Antidiabétique	Feuille	Différente fraction	[128]
	Fruit	Fraction (hexane)	[129]
Anti-alzheimer	Feuille	Extrait méthanolique	[121]

I.2. Généralité sur les métabolites secondaires plantes :

I.2.1. Les extraits des plantes :

L'utilisation des extraits de plantes et produits naturels est très encouragée, car ces produits sont sans danger pour la santé et ne causent pas de pollution [130] Plusieurs travaux laboratoire menés sur différents tissus végétaux, tels que les racines, les feuilles, les graines et les fleurs ont démontré que les extraits de plantes possèdent des propriétés inhibitrices contre les bactéries, les champignons et les insectes [131].

I.2.2. Méthodes d'extraction des principes actifs des plantes :

✓ **La macération** : Elle consiste à laisser séjourner les plantes médicinales dans un dissolvant approprié pendant un temps déterminé, une nuit parfois

plusieurs jours, voire des semaines, à la température ordinaire, sans oublier d'agiter fréquemment pour favoriser la dissolution des principes soluble [132].

✓ **L'infusion :** Préparation par laquelle on extrait les principes actifs de la plante ou moyen d'eau bouillante ou très chaude [133]. Elle se pratique en versant un liquide bouillant sur une substance médicamenteuse et en laissant le mélange en contact dans un vase clos, pendant un temps relativement court, le véhicule employé est généralement l'eau et le résultat obtenu s'appelle tisane. L'infusion convient aux drogues riches en huiles essentielles [134].

✓ **La décoction :** S'opère en versant dans l'eau froide une certaine quantité de produit médicinal et en le faisant bouillir dans un récipient clos, pendant quelques minutes, le temps d'ébullition est de 15-20 mn, il s'agit de racines coriaces ou d'écorces [132], l'eau est le véhicule le plus habituel, mais lorsqu'il s'agit de l'alcool (très volatil), la décoction se fait dans un ballon surmonté d'un réfrigérant afin de condenser les vapeurs [135].

I.2.3. Métabolites secondaires :

Les plantes contiennent des composés chimiques spécifiques ce qu'on appelle les métabolites secondaires. Ces dernières sont peuvent être définis comme des molécules indirectement essentielles à la vie des plantes. Elles sont impliquées pour plusieurs rôles dans des interactions, ils sont probablement des éléments essentiels de la coévolution des plantes avec les organismes vivants [136]. Ces molécules constituent souvent la base des principes actifs des plantes médicinales. L'évaluation de la valeur thérapeutique de ces métabolites fait l'objet de nombreuses recherches et amène à l'identification des principaux éléments actifs de la plante [137].

I.2.3. Différents groupes des métabolites secondaires :

Actuellement substances identifiées dépassent 200000. Ces derniers peuvent être répartis dans trois groupes, selon leur structure chimique [138]:

- ✓ Les alcaloïdes
- ✓ Les terpènes
- ✓ Les composés phénoliques

I.2.3.1. Les alcaloïdes :

Les alcaloïdes sont des molécules généralement hétérocycliques, présentant au moins un atome d'azote souvent lié à un proton. Ce qui leur confère un pH légèrement basique en solution, d'où leur nom d'alcaloïde [139]. Contrairement aux autres métabolites secondaires, les alcaloïdes forment une classe de composés très hétérogènes pouvant être divisés en quatre groupes :

- Les alcaloïdes dérivant d'acides aminés (ex : nicotine) ;
- Les alcaloïdes dérivant de la purine (ex : caféine) ;
- Les alcaloïdes dérivant des terpènes (ex : solanine) et ;

-Les alcaloïdes dont l'azote se trouve dans un groupement polycétide comme pour la conine [140]. Certaines de ces molécules permettent à la plante de se défendre contre les insectes, les bactéries et les virus [141] et il semblerait que l'amertume de la plupart des alcaloïdes ait un rôle dissuasif sur les herbivores [141]. Par ailleurs, certains alcaloïdes sont des drogues pouvant parfois avoir des usages thérapeutiques pour l'homme comme la morphine ou la codéine [142].

I.2.3.2 Les terpénoïdes :

Les terpénoïdes appartiennent à la classe des hydrocarbures et possèdent une ou plusieurs unités isoprène à cinq atomes de carbone. Il existe une très grande diversité de terpènes possédant des structures plus ou moins complexes et présentant différents rôles au sein de la plante. Nous trouvons par exemple les caroténoïdes comme le β -carotène [143], certaines phytohormones comme l'acide abscissique, les stérols comme le cholestérol [144] et leurs dérivés ou encore les composés terpéniques volatiles comme le limonène, présents dans les essences d'agrumes [145].

I.2.3.3. Composés phénoliques :

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires présents chez toutes les plantes vasculaires, qui forment un très vaste ensemble de plus de 8000 structures d'une extrême diversité présentes dans tous les organes de la plante [146], allant de molécules phénoliques simple de bas poids moléculaire, tels les acides phénoliques, à des composés hautement polymérisés comme les tannins [147]. L'élément structural fondamental qui caractérise toutes ces molécules est la présence d'au moins un noyau benzénique, auquel est

directement lié au moins un groupe hydroxyle, libre ou engagé dans une autre fonction : éther, ester, hétéroside [148].

I.2.3.3.1. Biosynthèse des composés phénoliques :

Les grandes lignes des voies de biosynthèse des principaux composés phénoliques sont maintenant bien connues (Figure I.14) [149]. Leur étude relève de trois approches complémentaires dont la dernière a pu être développée au cours des dernières années : identification et dosage des intermédiaires des voies métaboliques, caractérisation et purification des enzymes qui catalysent les réactions de biosynthèse, clonage et étude de l'expression des gènes impliqués. Par ailleurs, l'utilisation de mutants obtenus soit à l'aide des techniques traditionnelles soit grâce aux apports de la biologie moléculaire et du génie génétique ont permis de mieux comprendre la régulation du métabolisme phénolique. Dans tous les cas, de nombreuses informations ont été apportées en étudiant simultanément la modulation de ce métabolisme par les facteurs externes, biotiques ou abiotiques. Les deux acides aminés aromatiques (phénylalanine et tyrosine) sont présents dans les protéines, mais sont également à l'origine de la formation de la plupart des molécules phénoliques chez les végétaux. Ils sont formés, à partir de sucres simples issus du métabolisme primaire, par la voie bien connue de l'acide Shiki Mique, conduisant à la formation de phénylalanine qui, par désamination, donne le précurseur immédiat des phénols, l'acide cinnamique [150].

La séquence biosynthétique qui suit, dénommée séquence des phénylpropanoïdes, permet la formation des principaux acides hydroxy cinnamiques : acides coumarique, caféique, férulique et sinapique, généralement présents dans le matériel végétal sous forme d'esters (esters quiniques comme l'acide chlorogénique, esters glucosés...) ou de glucosides. Les formes actives de ces derniers avec le coenzyme A permettent d'accéder aux principales classes des composés phénoliques citant quelques transformations : - Vers les acides de la série benzoïque (acides galliques. Proto-catéchique...) par β oxydation. L'acide gallique lui-même, par combinaison avec des sucres simples, conduit aux tanins hydrolysables (tanins galliques et ellagiques) ;

- Vers les esters de type chlorogénique par estérification avec un acidealcool (acide quinique, tartrique, Shiki Mique...)

- Vers les coumarines, par cyclisation interne des molécules suivie de modifications complémentaires (glycosylations, prénylations,...)

- Vers les flavonoïdes dont le squelette moléculaire de base a une double origine : 3 molécules de l'acétyl CoA (CoA= coenzyme A) pour le cycle A, une molécule de p-coumarylCoA pour le cycle B et l'hétérocycle C. C'est alors à partir de la chalcone ainsi formée par cette condensation chimique que vont être mis en place les flavonoïdes appartenant aux diverses classes, en particulier des pigments comme les anthocyanes et les flavanols ou encore certains monomères de type flavanols dont la polymérisation conduira aux tanins condensés. - Vers les lignines, par deux réductions successives conduisant aux monolignols qui sont ensuite intégrés dans la lignine par polymérisation oxydative initiée dans la paroi cellulaire par les peroxydases et éventuellement les laccases [150].

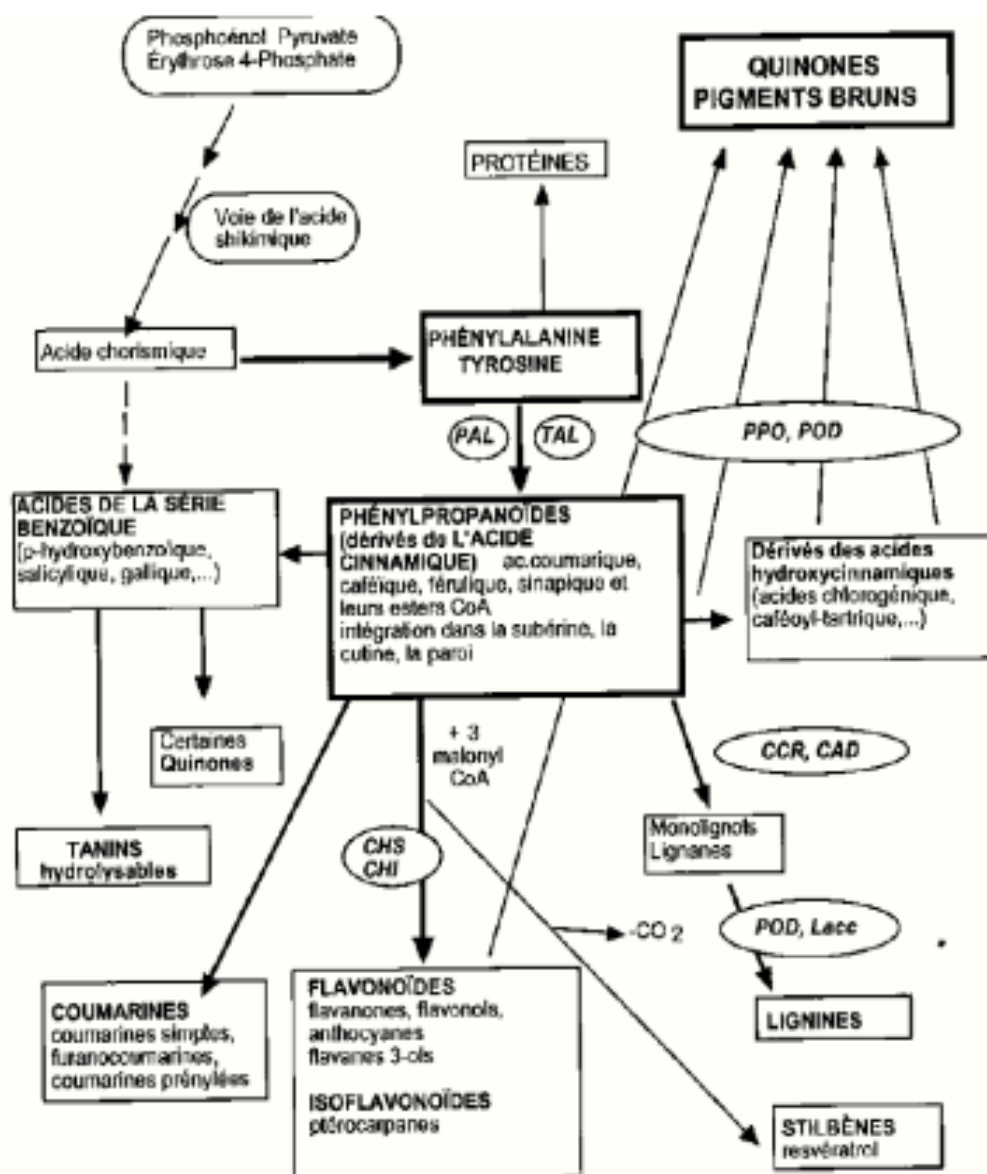


Figure I.8 Grandes lignes de la biosynthèse des principaux groupes de composés phénoliques [151] PAL : phénylalanine ammonialyase ; TAL : tyrosine ammonialyase ; CCR : cinnamateCoA réductase ; CAD : cinnamyl alcool déshydrogénase ; CHS : chalconesynthase ; CHI : chalconeflavanone isomérase ; PPO : polyphénol oxydases ; POD : peroxydases ; laccases.

I.2.3.3.2. Classification des composés phénoliques :

Les composés phénoliques peuvent être classés en plusieurs classes en fonction de leur structure de base, les plus importantes étant présentées dans le tableau I.7 ci-dessous [151]:

Tableau.7 : Principales classes des composés phénoliques [151] :

Squelette carboné	Classe	Exemple	Origine (exemple)
C6	Phénols simples	Catéchol	
C6-C1	Acides hydroxy benzoïques	p-hydroxybenzoïque	Epices, fraise
C6-C3	Acides hydroxycinnamiques	Acide caféique, férulique	Pomme de terre, pomme
C6-C4	Coumarines	Scopolétine	Citrus
C6-C1-C6	Naphtoquinones	Juglone	Noix
C6-C2-C6	Xanthones	Mangiférine	
C6-C3-C6	Stilbènes	Resvératrol	Vigne
	Flavonoïdes	Kaempférol, quercétine	Fruit, légumes, fleurs
	* Flavonols		
	* Anthocyanes	Cyanidine, pélargonidine	Fleurs, fruits rouges
	* Flavanols		
	* Flavanone	Catéchine, épicatechine	Pomme, raisin
		Naringénine	Citrus
(C6-C3) ₂	Iso flavonoïdes	Daidzéine	Soja, pois
(C6-C3-C6) ₂	Lignanes	Pinorésinol	Pin
(C6-C3) _n	Bi flavonoïdes	Amentoflavone	
	Lignines		Bois, noyaux des fruits
(C6-C3-C6) _n	Tanins condensés		Raisin rouge, kaki

1.2.3.3.2.1. Acides phénoliques :

Ce sont des dérivés hydroxylés de l'acide benzoïque (C6-C1) ou de l'acide cinnamique (C6-C3) [152]. Ce sont les formes phénoliques les plus simples et ils incluent deux majors sous-groupes :

- Acide phénoliques dérivés de l'acide benzoïque :

Il existe de nombreux acides phénols en C6-C1, dérivés hydroxylés de l'acide benzoïque, à la fois sous forme libre et combinée à l'état d'ester ou d'hétéroside. Les tannins hydrolysables sont composés de l'acide gallique et de son dimère (l'acide hexahydroxydiphénique). D'autres aldéhydes similaires à ces acides, tels que la vanilline, sont largement employés dans le domaine pharmaceutique [152].

- Acide phénoliques dérivés de l'acide cinnamique :

Les acides phénols en C6-C3, tels que les acides p-coumarique, caféique, férulique et sinapique, sont très répandus, tandis que les autres (acides o-coumarique, o-férulique) sont peu rencontrés [152]. Le groupe des dérivés phénylpropaniques est constitué des acides cinnamique et caféique, qui se distinguent par leur taux d'hydroxylation et de méthoxylysis [153].

- Phénols simples :

Par exemple, le catéchol, le guaiacol, le phloroglucinol... sont assez rares dans la nature, à l'exception de l'hydroquinone qui se trouve dans plusieurs familles (Ericaceae, Rosaceae...). On a démontré que les deux phénols hydroxylés, le catéchol avec deux groupes OH et le pyrogallol avec trois, sont toxiques pour les micro-organismes [153].

1.2.3.3. 2..2. Flavonoïdes :

Les flavonoïdes appartiennent à la grande famille des polyphénols. Ces composés ont un poids moléculaire faible ont formés d'un squelette de base à 15 carbones (C6-C3-C6) [154]. Ces composés existent sous forme d'aglycones (génines) ou sous forme de glycosides et plus de 4000 structures sont connues à ce jour [155].

Cette structure est le résultat des deux processus de synthèse des composés phénoliques. Le noyau B et le pont carbone forment une unité de phénylpropanoïde, élaborée à partir de la phénylalanine issue de la voie de l'acide shikimique, tandis que le noyau A est issu de la condensation de 3 motifs acétate par voie de l'acide malonique. Les deux parties fusionnent en condensant un phénylpropanoïde, le 4-coumaryl, avec 3 mlonylCoA, ce qui donne chacun 2 atomes de carbone, ce qui donne le tétrahydroxychalcone, qui à son tour donne tous les flavonoïdes [156].

Les flavonoïdes sont répartis en différentes catégories dont on retrouve alors les familles suivantes : flavones, flavanols, flavanone, Flavonols, flavanols, anthocyanidines et chalcone (Figure I.8) [157]. Ces molécules se rencontrent à la fois sous forme libre, mais sont très souvent liés avec des sucres, on parle alors d'hétérosides constitués d'une partie phénolique aglycone ou génine associée à un sucre. Ils sont localisés dans divers organes : fleurs, fruits, feuilles, tiges et racine. Les aglycones sont plutôt présents sous forme de cire dans les feuilles, les écorces et les bourgeons [158]. La couleur des fruits, des fleurs et des feuilles est une caractéristique des flavonoïdes [159].

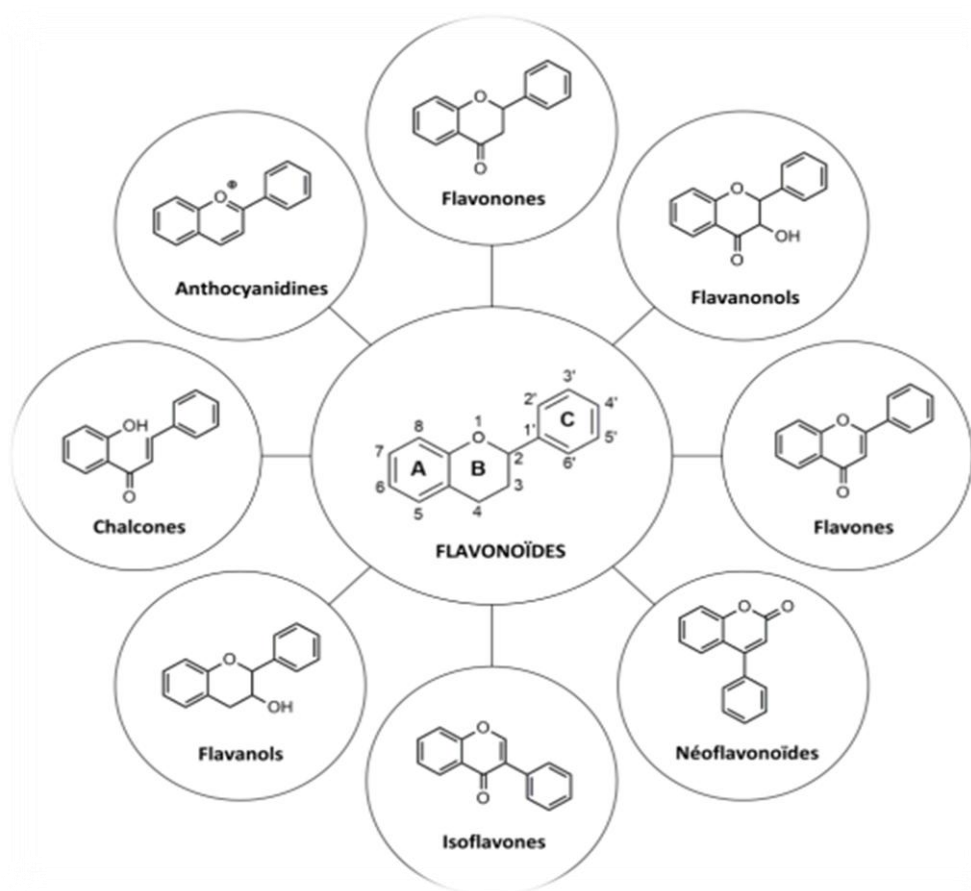


Figure I.9 : Les différentes classes de flavonoïdes [157].

I.2.3.3. 2. 3. Tanins :

Les tanins sont un groupe de polyphénols à haut poids moléculaire et qui existent dans presque chaque partie de la plante : écorce, bois, feuilles et racines [153]. Ces composés sont des molécules fortement hydroxylées et peuvent former des complexes insolubles lorsqu'ils sont associés aux glucides, aux protéines et aux enzymes digestives, réduisant ainsi la digestibilité des aliments [160].

Les tanins naturels sont subdivisés selon leur structure chimique en deux groupes : les tanins hydrolysables et les tanins condensés [161].

- Les tanins hydrolysables sont des polyesters de glucides et d'acides phénols facilement hydrolysables en oses et en acides phénols. Selon la nature de l'acide phénol libéré au cours de l'hydrolyse, on distingue les gallotanins, qui libèrent de l'acide gallique (Figure I.8), et les ellagitannins, qui libèrent l'acide hexahydroxydiphénique (HHDP). [153].

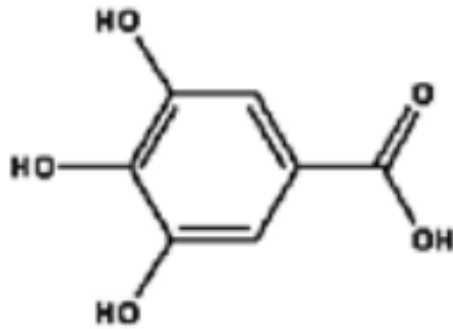


Figure I.10 : Structure de l'acide gallique

- Les tanins condensés Les tanins condensés, ou pro anthocyanidines, sont des polymères de 2 à 50 unités de flavanols. En général, le poids moléculaire des tanins condensés varie autour de 5000 Da, mais certains pourraient dépasser les 30000 Da [162] (figure I.9). Les proanthocyanidols ont été isolés ou identifiés dans tous les groupes végétaux, Gymnospermes et Fougères [148].

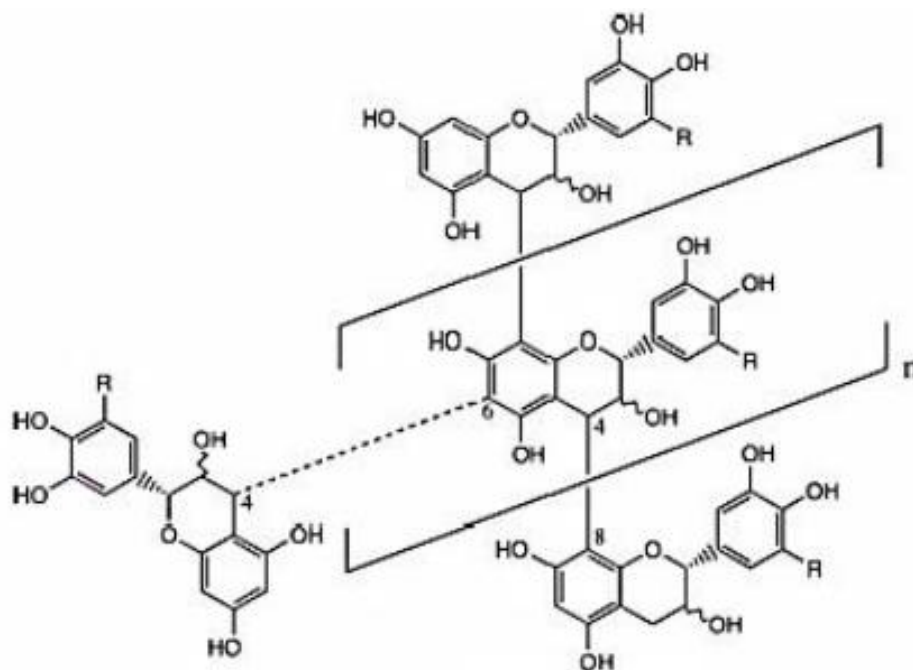


Figure I.11 : Structure d'un tanin condensé [163].

I.2.3.3. 2.4. Anthocyanosides :

Ce sont des pigments hydrosolubles, responsables de la coloration rouge, violette ou bleue de la plupart des fleurs et des fruits [152]. On les distingue par l'incorporation de l'hydroxyle en position 3 dans une liaison hétérosidique (les anthocyanosides). Les anthocyanidols sont des génines dérivées du cation 2-phényl-benzopyrylium que l'on appelle plus couramment cation flavylium. Les pigments sont des signaux visuels qui attirent les animaux pollinisateurs tels que les insectes et les oiseaux [164].

I.2.3.3.2..5. Coumarines :

Aujourd'hui, on recense plus de 1300 coumarines différentes [165], décrites chez les plantes, mais aussi chez les champignons et les bactéries. Des coumarines ont été répertoriées chez près de 30 familles de plantes différentes [166]. Les coumarines qui sont aussi les dérivés de C6-C3, appartiennent au groupe des composés connus par des benzo- α -pyrone et toutes sont substituées en 7 par un hydroxyle [167]. Elles se trouvent dans la nature soit à l'état libre ou bien combiné avec des sucres. Elles sont responsables de l'odeur caractéristique du foin [153].

I.2.3.3. 3. Activités biologiques composés phénoliques :

Les polyphénols ont une multitude d'activités biologiques dépendant de leur structure chimique.

I.2.3.3.3.1. Activité antioxydant :

Un antioxydant est défini comme étant toute substance qui peut retarder ou empêcher l'oxydation des substances biologiques. Ce sont des composés qui réagissent avec les radicaux libres et les rendent ainsi inoffensif [168]. L'activité antioxydante des composés phénoliques dépend du nombre et de la position des groupes hydroxyles sur le cycle aromatique, de la position de liaison, de la position des groupes hydroxyles sur le noyau aromatique et de type de substituant [169]. Plusieurs études et travaux ont montré que les composés phénoliques peuvent agir en tant qu'antioxydant par différents mécanismes d'action [170,171] :

- Le piégeage des radicaux libres,
- La trempe de l'oxygène singulier,
- La chélation des métaux de transition et
- L'inhibition des enzymes oxydatives

Ces différentes réactions inhibent ou diminuent la production de radicaux libres. Elles interrompent la propagation des réactions en chaîne par radicaux libres, ou retarder le début ou réduire la vitesse de réaction [169]. Plusieurs recherches ont mis en relation la structure des polyphénols avec leur aptitude à capter les radicaux libres [172, 173]. En particulier, le catéchol [174], les Flavonols [175], la rutine et la catéchine [176,177].

I.2.3.3.3.2. Activité antimicrobienne

Les composés phénoliques des végétaux jouent un rôle de protection des plantes contre les invasions microbiennes, et présentent d'autres mécanismes d'action de lutte contre les champignons, bactéries et virus. Ces propriétés antimicrobiennes trouvent de nombreuses applications en médecine humaine [178]. Parmi les polyphénols, les flavan-3-ols, les flavonols et les tanins ont une forte activité antimicrobienne. De fait que la plupart d'entre eux sont capables de supprimer le facteur de virulence de certain nombre de microbes telles que l'inhibition de la formation de biofilm, la réduction de l'hôte ligands adhérence et la

neutralisation des toxines bactériennes et montrent une synergie avec des antibiotiques [179]. Les phénols simples et les acides phénoliques possèdent des activités antivirale, antibactérienne et antifongique [180]. Ainsi, Le catéchol et le pyrogallol sont tous les deux des phénols hydroxylés, toxiques pour les microorganismes. Selon Cowan (1999) [153] le site et le nombre de groupes hydroxyles sur le groupe phénol sont censés être liés à leur toxicité relative vis-à-vis des micro-organismes, un hydroxylation accru entraîne une toxicité accrue [153].

I.2.3.3.3.3. Activité insecticide :

La toxicité des composés phénoliques envers les insectes a été signalée par Raymond et al. (2011)[181], D'après ces derniers, ces métabolites secondaires riches en groupement fonctionnels provoquent le plus souvent une perturbation de la motricité naturelle de l'insecte. L'effet de flavonoïdes peut être anti-appétant ou/et toxique [182], en particulier la quercitrine [183]. Les tanins ont un effet toxique direct sur plusieurs insectes ravageurs, perturbant leur croissance, leur développement et leur fécondité. Ils présentent ainsi des propriétés à la fois larvicides et répulsives [181,184 et 185]. Les mécanismes d'action des tannins c'est par la réduction de la disponibilité de l'azote nutritionnelle [186], la réduction de la nourriture consommée [187,188,189 et 190].

I.2.3.3.3.4. Activité allopathique :

Les composés phénoliques jouent un rôle essentiel dans les interactions allélopathiques. Selon WALLER (1989) [192] et SIQUEIRA et al. (1991) [193], ces composés secondaires ont été initialement caractérisés pour leur rôle protecteur contre les bioagresseurs (insectes, bactéries, champignons, algues, etc.). Cependant, ils peuvent également influencer la croissance d'autres plantes. Certaines études ont notamment mis en évidence des effets allélopathiques attribués, en particulier, à l'hydroquinone à longue chaîne, comme la sorgoléone [194,195].

Les composés phytotoxiques agissent par de multiples voies comme l'inhibition de la division et de l'élongation cellulaire et de la synthèse des

protéines, la modification de la perméabilité membranaire et de l'absorption minérale, la modification de la photosynthèse et de la respiration, ou bien encore par des interférences négatives avec les hormones de croissance [193, 196 et 197]. Les composés phénoliques ont des effets controversés sur la nutrition minérale. Certains auteurs ont insisté sur l'existence d'un nombre varié de phénols ayant un effet inhibiteur sur l'absorption des éléments minéraux [198, 199]. Par ailleurs, l'activité de certaines molécules allélopathiques est renforcée par leur synergie [196, 200, 201 et 202].

II. 1. Présentation de la zone d'étude

II.1.1.Choix de stations d'étude :

Notre étude porte sur la caractérisation de deux milieux à *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica* localisés à Berrouaghia et à Oued Harbil dans la région de Médéa. Ce choix se justifie par une bonne disponibilité du genre *Pistacia* au niveau des localités sélectionnées pour cette étude.

II.1.2.Situation géographique

La wilaya de Médéa (Fig. II.1) est située au Nord de l'Algérie, à environ 88Km à l'Ouest de l'Alger Elle se focalise dans le centre du pays au cœur de l'Atlas Tellien, et constitue une zone de transit entre le Tell et le Sahara, et entre les Hauts Plateaux de l'Est et ceux de l'Ouest. La wilaya de Médéa est limitée :

- Au Nord par la wilaya de Blida.
- Au Sud par la wilaya de Djelfa.
- A l'Ouest par la wilaya d'Ain Defla et de Tissemsilt.
- A l'Est par la wilaya de Bouira et Msila.



Figure N° II.1: Situation géographique de la Wilaya de Médéa. Web site : <http://decoupageadministratifalgerie.blogspot.com/2014/10/cartegeographique>.

La Wilaya de Médéa s'étend sur une superficie de 8866 Km² avec 64 communes, et une population de 872.933 habitants [203]. Les localités choisies font partie des 19 dairas de la Wilaya : la daïra de Berrouaghia et la daïra de Ouamri pour la localité de Oued Harbil. Elles se caractérisent par des maquis dégradés à dominance de pistachier (Figure II.2.a et II.2.b).

✓ *Station n°1 : (Berrouaghia)*

Elle est située à 110 km d'Alger sur la route menant à Laghouat, à 32 km au Sud de Médéa dont elle est séparée par le col de Ben Chicao, et à 44 km au Nord de Kasr El Boukhari. Elle se trouve à 946 m d'altitude, aux coordonnées géographiques 36° 39' 36" N de latitude Nord et 2° 55' 12" E de longitude Est, (Figure N° II.3).

✓ *Station n°2 : (Oued harbil)*

Elle est située au niveau du tell central Algérien dans l'Atlas tellien à environ 90 km au Sud- Ouest d'Alger et à 16 km au Sud-Ouest de Médéa. La commune de Oued Harbil se localise dans la daïra d'Ouamri, à une altitude de 461 m et aux coordonnées géographiques 36° 14' 00" N de latitude et 2° 38' 00" E de longitude, (Figure N° II.3).



Figure N° II.2. : Aspect général des stations d'étude : a : Oued Harbil, b : station Berrouaghia.

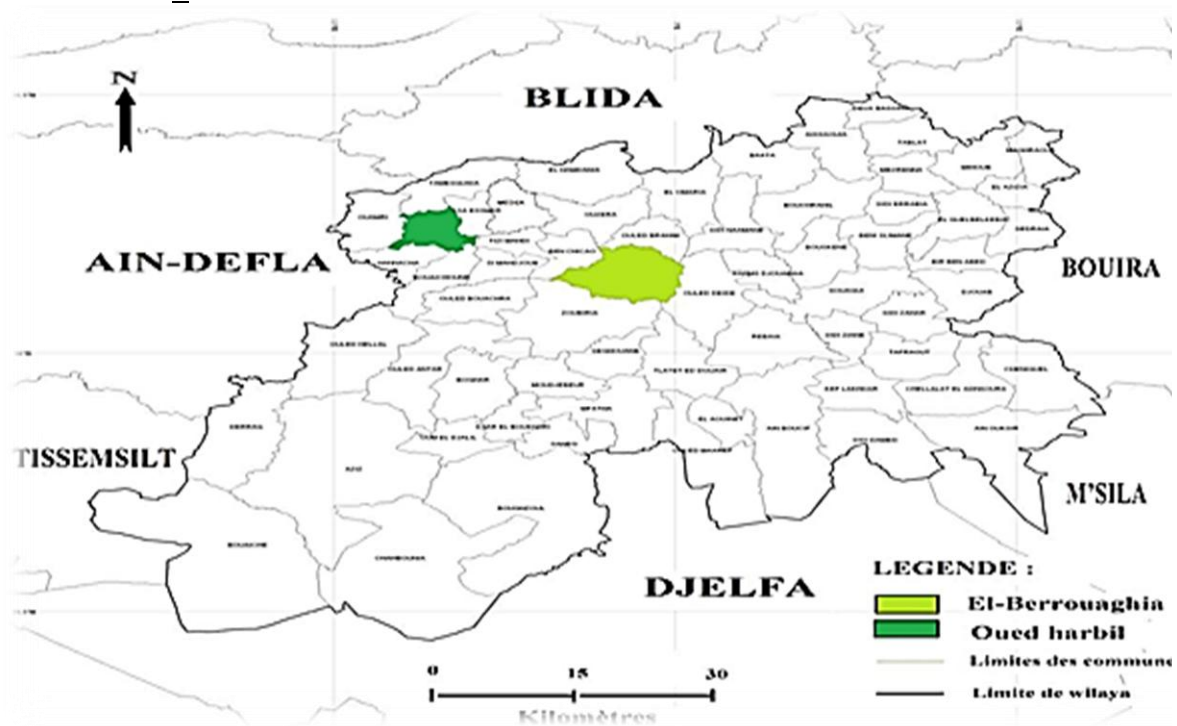


Figure N° II.3. : Situation géographique des localités étudiées (Oued harbil et Berrouaghia). <http://decoupageadministratifalgerie.blogspot.com2014/10/cartegeographiqueMEDEA.html>.

II.1.3. Géomorphologie :

La géomorphologie est considérée comme une expression synthétique de l'interaction entre les facteurs climatiques et géologiques [204]. La Wilaya de Médéa est caractérisée par quatre reliefs [205].

- Le tell montagneux

Il forme une bande quasi continue ceinturant la wilaya à l'Ouest et au Nord, depuis l'Ouarsenis jusqu'au massif de Tablât. C'est une région au relief marqué, au climat rude et peu peuplée. La région est forestière, et se caractérise par un développement de l'arboriculture et de la céréaliculture. L'élevage en revanche n'est pratiqué qu'à la faveur de dépressions alluviales ou de replis colluviaux.

- Le tell collinéen

Située au cœur de la wilaya, la région de Médéa est considérée de tout temps à vocation agricole, vouée à une polyculture avec des parcelles de vigne et l'arboriculture sur les terres légères, les céréales et fourrages sur les terrasses alluviales des principaux oueds.

- *Les plaines du tell*

On y trouve traditionnellement la céréaliculture, les plaines de Beni Slimane et Merachda sont enchâssées à l'intérieur du tell collinéen. La mise en valeur de ces plaines a permis d'implanter la polyculture associant cultures à sec et en irrigué ainsi que le développement de l'élevage.

- *Le piémont méridional du tell*

Il est caractérisé par une pluviométrie irrégulière avec des précipitations comprises entre 300 et 400 mm. Le piémont s'affirme comme une zone de transition vers les hautes plaines steppiques où la céréaliculture est la plus répandue.

II.1.4. Pédologie :

Un sol est un ensemble organisé, évolutif, où la vie est présente et dont le matériau est la terre. Il est le lieu de transferts de flux : eau, air, énergie et vie. Il est donc, une interface d'interactions entre la lithosphère, l'atmosphère et la biosphère [206]. La zone d'étude Médéa est caractérisée par les classes de sols suivants :

- *Classe des sols minéraux bruts :*

Il s'agit de terrains « Bad lands », extrêmement ravinés et entaillés sur marnes gypseuses grises et rouges du miocène inférieur. On les retrouve vers Berrouaghia et le Nord Est d'Ouzera. On en distingue deux types :

- Les Lithosols au niveau des roches dures, calcaire, grès durs et les Poudingues.
- Les Régosols : contrairement aux lithosols, ils apparaissent sur la carte pédologique en unité simple.

- *Classe des sols peu évolués :*

Le profil de ces sols se caractérise par une très faible teneur en matière organique et un taux de calcaire élevée. On en distingue 3 principaux types :

- Les sols peu évolués d'apport alluvial : Ils occupent une superficie extrêmement restreinte au nord et au sud du secteur.
- les sols peu évolués d'apport colluvial dont le profil est caractérisé par une texture et une structure non définie et défavorable généralement à faible teneur en matière organique.
- Les sols peu évolués d'érosion : Ils assurent la transition des lithosols, des régosols avec les sols peu évolués.

II.1.5. Hydrologie :

La wilaya de Médéa est drainée par un réseau hydrographique relativement dense dont les oueds ont un régime irrégulier. Les principaux oueds sont exoréiques et se jettent en mer méditerranée, tel que l'oued Chélif, oued Chiffa, oued Mazafran et oued Isser [205].

D'autres oueds moins importants, endoréiques, se situent dans le Sud de la wilaya, le plus important étant l'oued Sbisseb, affluent de l'oued Laham.

La zone de Médéa caractérisée par quatre bassins versants (Figure N°II.4.) • Bassin versant d'oued Chélif ; • Bassin versant d'oued Isser ; • Bassin versant côtier algérois ; et • Bassin versant de Chott El Hodna.

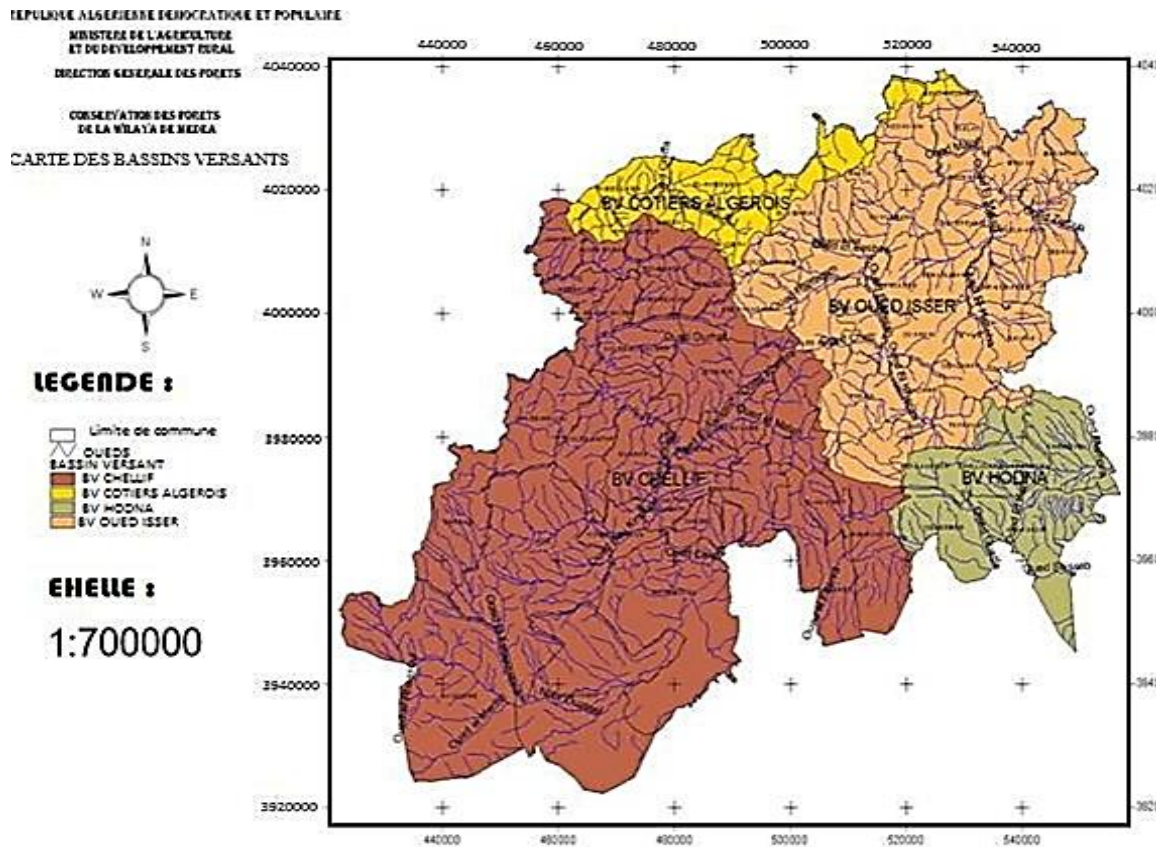


Figure N° II.4: Carte des bassins versants de la wilaya de Médéa [207].

II.1.6. Caractérisation climatique :

Le climat est un facteur déterminant de premier ordre pour une approche du milieu. Il est défini comme étant l'interaction de l'ensemble des facteurs (température, pluviométrie, vent etc.). Ces derniers influent considérablement sur la

répartition des essences forestières d'une part, et sur leur production d'autre part [208]. Les données climatiques de la station de Médéa et de Berrouaghia, considérées pour la période (1990 – 2018), nous été fournies par l'O.N.M [209].

II.6.1.Pluviosité :

La pluviosité est considérée comme est le facteur primordial qui permet de déterminer le type de climat. En effet, elle conditionne le maintien et la répartition du tapis végétal d'une part et la dégradation du milieu naturel par le phénomène d'érosion d'autre part [210].

La figure II.5, illustre la variation de la précipitation moyenne mensuelle. Elle met en évidence une irrégularité de la répartition des précipitations au niveau des stations de Médéa et Berrouaghia durant la période 1990 - 2021.

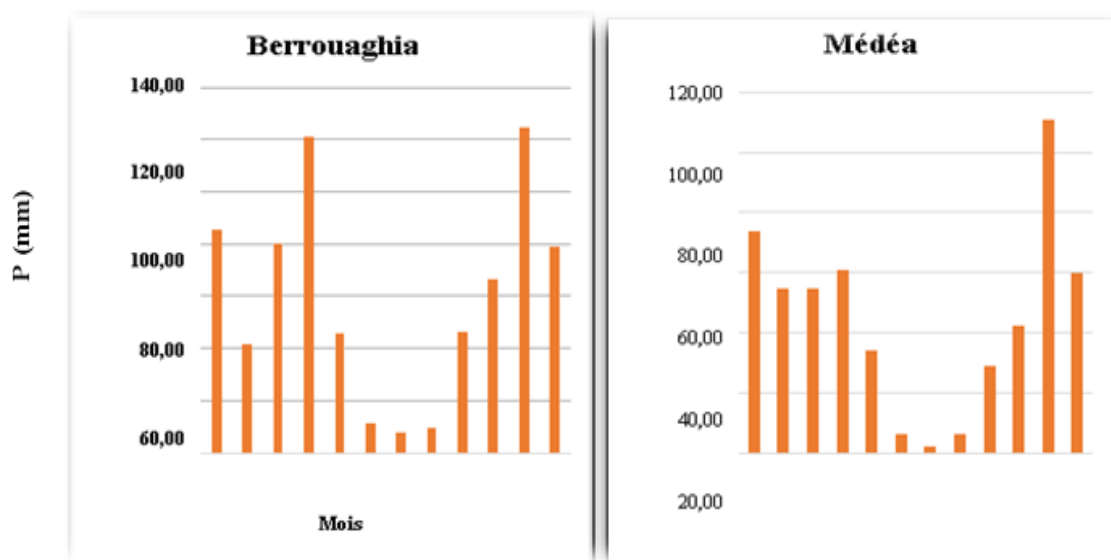


Figure N° II.5. : Les précipitations moyennes mensuelles des stations de références (Berrouaghia et Médéa).

La pluviosité moyenne annuelle de la station de Médéa atteint 534,58 mm. La valeur maximale moyenne des précipitations est enregistrée au mois Novembre avec 110.66 mm alors que la quantité moyenne minimale se limite à 1,98 mm au mois de Juillet.

Pour la station de Berrouaghia, la pluviosité annuelle atteint 719.26mm, et la valeur maximale moyenne des précipitations est enregistrée au mois de février avec

(94.6mm) alors que les quantités de pluies les plus faibles sont enregistrées au mois de juillet avec 7,51 mm de précipitations (Fig. II.5).

O Régime saisonnier

La connaissance de la moyenne annuelle de la pluie est d'un grand intérêt. Cependant, pour compléter les études de la distribution de la pluie, il est nécessaire d'y ajouter celle du régime pluviométrique, [212, 213], en rapport avec la croissance de la végétation [214] : (Hiver : Décembre, janvier, février. Printemps : Mars, Avril, Mai), (Été : Juin, Juillet, Août), (Automne : septembre, octobre, novembre).

Tableau N° II.1. : Régimes saisonniers de la station de Médéa et Berrouaghia en (mm).

Stations	Hiver	Printemps	Été	Automne	Régimes
Médéa	188,25	149,52	14,45	182,36	HAPE
Berrouaghia	205,88	247,56	28,26	237,55	PAHE

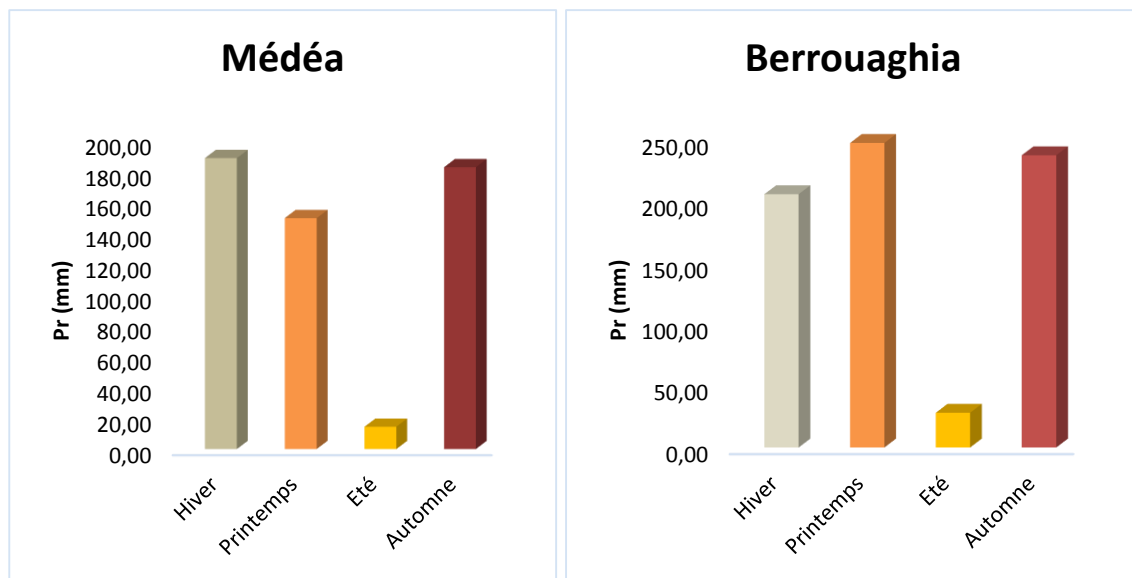


Figure N°II.6. : Régimes saisonniers des stations de référence

D'après le tableau N°II.1 et la figure N°II.6, on observe que les deux stations sont caractérisées respectivement par le régime saisonnier HAPE pour Médéa et le régime saisonnier PHAE pour Berrouaghia. Ceci signifie un hiver et printemps plus pluvieux au niveau des stations respectivement de Berrouaghia et de Médéa

alors que l'Eté est la saison la plus sèche pour les deux stations.

II.1.6.2.Température :

La température est un facteur écologique fondamental et un élément vital pour les formations végétales, le facteur climatique a été défini par Peguy (1970) [215], comme une qualité de l'atmosphère et non une grandeur physique mesurable. D'après le tableau II.2 et la figure II.7, on remarque que la valeur moyenne des minima du mois le plus froid « m » en janvier est de 3.34 °C pour la station de Médéa et -1,23 °C pour la station de Berrouaghia.

Tableau N°II. 2 : Valeurs moyennes mensuelles des températures (° C) minimales, maximales et moyennes des stations de Médéa et Berrouaghia (ONM 2018) [209] et de 2019 à 2021 (Source Nasa power data Access viewer) [211].

Valeurs des températures ° C		Jan	Fév.	Mars	Avr.	Mai	Juin	Juillet	Aout	Sep	Oct.	Nov.	Déc	Annuelle ° C
Médéa	M	17,58	19,54	23,02	26,30	29,28	34,03	37,19	37,10	34,51	29,15	22,97	18,85	27,46
	m	3,34	4,03	5,65	8,04	11,49	15,58	19,87	19,92	15,89	12,22	7,60	4,84	6,94
	T moy	10,46	11,78	14,34	17,17	20,39	24,81	28,53	28,51	25,20	20,69	15,28	11,84	17,20
Berrouaghia	M	12,17	14,21	16,36	20,40	25,13	31,60	34,69	34,96	28,61	23,46	17,11	13,07	22,65
	m	-1,23	-0,14	1,55	3,92	8,47	12,43	17,97	17,90	12,65	7,96	2,74	0,14	7,03
	T moy	5,47	7,03	8,95	12,16	16,80	22,01	26,33	26,43	20,63	15,71	9,92	6,60	14,84

La température moyenne du mois le plus chaud « M » (Tableau II.4), est de 37.19 °C pour la station de Médéa enregistrée en juillet et 34.96 °C au mois d'Août pour la station de Berrouaghia.

Pour les températures moyennes mensuelles, on remarque qu'elles enregistrent un minimum, au mois de Janvier pour les deux stations, estimées à 5,47°C à Berrouaghia, et de 10,46°C à Médéa.

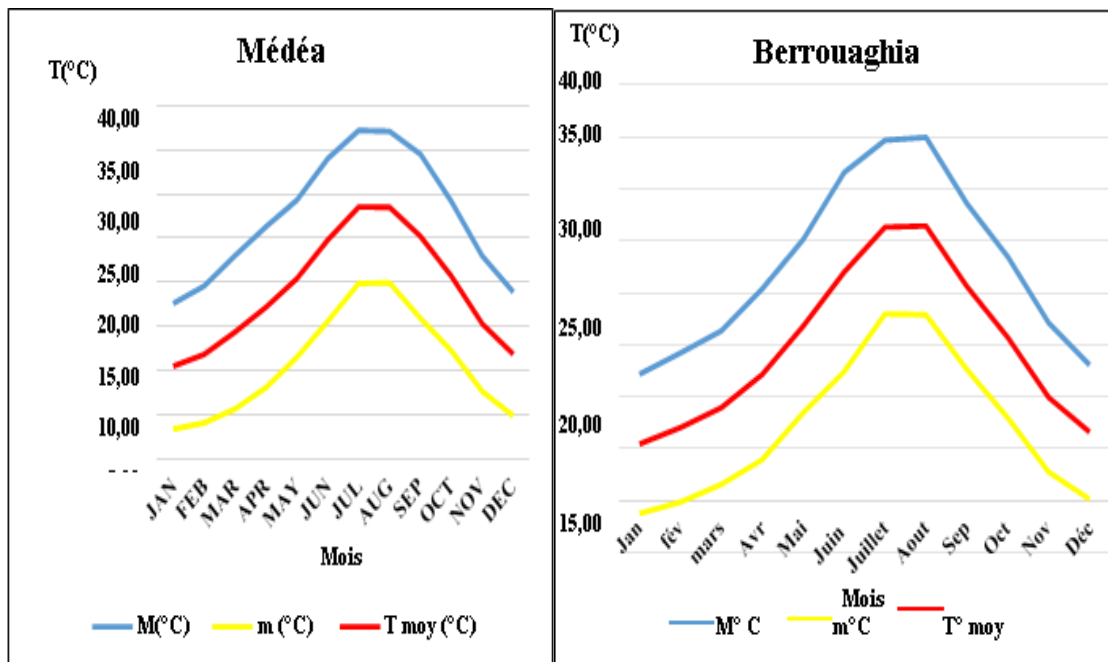


Figure N° II.7. : Les températures (moyennes, minimales et maximales) mensuelles (en °C).des stations de référence

II.6.3.Vents :

Le vent dans certains biotopes exerce une grande influence sur les êtres vivants. En général, il se caractérise par sa direction et par sa vitesse [216]. Le vent constitue un facteur déterminant en zones arides. Il agit directement sur le sol et les végétaux et indirectement sur la température et l'humidité [217]. Les vents de la wilaya de Médéa sont faibles tout le long de l'année, La vitesse moyenne du vent prend le maximum au cours de mois Avril (13,7 m/s) et le minimum dans le mois Aout (2,3 m/s, [209].

II.6.4.Gelées :

La gelée survient quand les températures minimales (m) tombent au-dessous de 0°C [218]. Elle est fortement influencée par l'altitude. Les gelées causant de graves accidents à la végétation font leur apparition depuis la fin de l'hiver jusqu'au mi-printemps (environ 40 jours).

II.7.Synthèse bioclimatique :

II.7.1.Diagrammes ombrothermiques de Bagnouls et Gaussen :

Le diagramme ombrothermique de Bagnouls et Gaussen (1953) [219] permet de calculer la durée de la saison sèche sur un seul graphe. L'échelle de pluviométrie est double de la température : l'une humide et l'autre sèche. On parle de saison sèche lorsque la courbe des pluies passe en dessous de celle des températures autrement dit lorsque $P \leq 2T$. Les périodes sèches et humides des deux régions sont représentées dans la figure II.8.

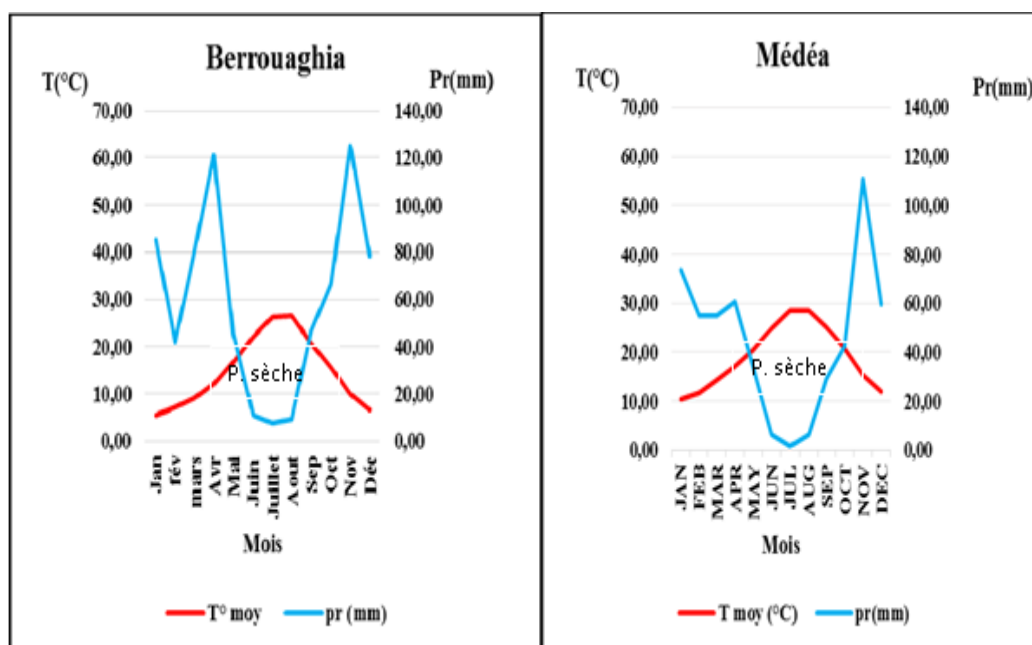


Figure N°II.8. : Diagrammes ombrothermiques de Bagnouls et Gaussen (1953) [219] des stations de références pour la période 1990-2021.

Les deux stations sont caractérisées par une période sèche estivale qui dure environ 5 mois pour la station de Médéa (de Mai à Septembre) et environ 3 mois pour la station d'El-Berrouaghia (de juin à août), ce qui peut être expliqué par l'influence de l'altitude sur la variation des pluviosités moyennes annuelles d'une station à une autre.

II.7.2. Le quotient pluviométrique d'Emberger « Q2 »:

Le botaniste EMBERGER (1930) [220] a proposé un quotient pluviométrique plus précis. Pour calculer ce quotient deux facteurs importants sont à prendre en considération : la température et la pluviosité, ce qui permet de déterminer les

étages bioclimatiques de la région. EMBERGER (1930) [220] utilise l'écart entre la moyenne des températures maxima des mois les plus chauds et celle des minima des mois les plus froids ou amplitude extrême ($M - m$), ce qui est donné par la

$$Q_2 = 1000p / (M+m) (M-m) \quad \text{ou} \quad Q_2 = 2000p / M^2 - m^2$$

formule :

Où **P** : pluviosité moyenne annuelle exprimée en mm, **M** : moyenne des maxima du mois le plus chaud exprimé en °K., **m** : moyenne des minima du mois le plus froid exprimé en ° K (Température en °K = °C + 273).

Le Tableau N°II.3 et la figure N°II.9, montrent que la région de Médéa est située dans un étage bioclimatique semi-aride à variante thermique à hiver tempéré, tandis que la région de Berrouaghia est caractérisée par un étage bioclimatique subhumide à variante thermique à hiver froid pour la période (1990-2021).

Tableau N° II.3 : Valeurs des quotients d'Emberger et températures minimales du mois le plus froid de la station de Médéa et Berrouaghia.

Station	m (°C)	Q2	Etage bioclimatique	Variante thermique
Médéa	3.34	53.85	Semi-aride	Hiver tempéré
Berrouaghia	-1.34	68.37	Sub humide Supérieur	Hiver froid

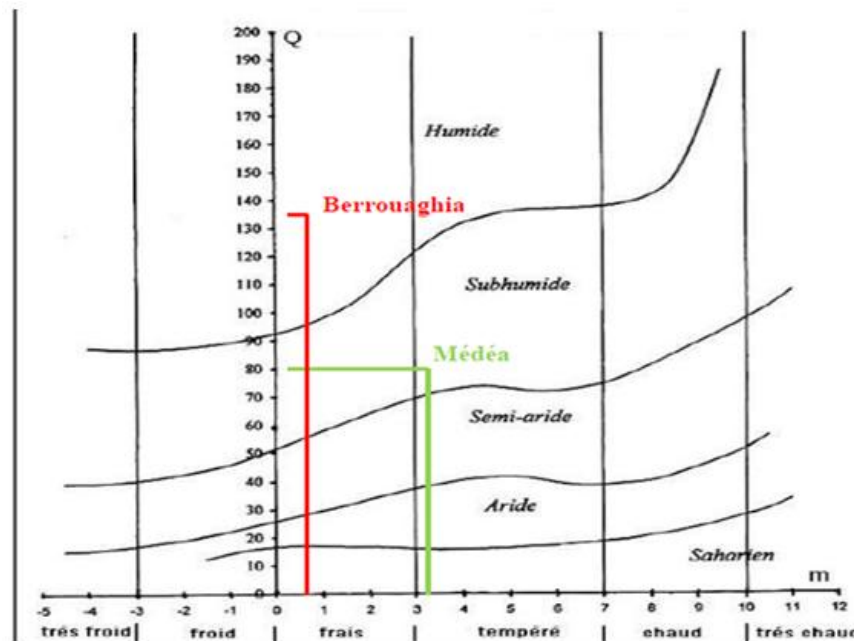


Figure N° II.9: Climatogramme d'Emberger des stations de référence .

II.2. Matériels :

II.2.1. Matériel végétal :

II.2.1.1. Plantes étudiées

Le matériel végétal utilisé dans cette étude est représenté par deux espèces du genre *Pistacia* : *P. lentiscus* et *P. atlantica* (Fig. II.10). Les compartiments de la plante choisis pour la réalisation des expérimentations correspondent à la partie aérienne puisque c'est le lieu de synthèse et de la mise en réserve temporaire des principaux composés du métabolisme primaire et secondaire.

Ainsi, les feuilles, les pédoncules, les fruits matures et non matures des deux espèces ont été prélevés en automne (Septembre - Novembre) entre 2018-2020, dans la région de Berrouaghia. Après la récolte, le matériel végétal a été étendu à l'ombre en fine couche pour qu'il sèche à l'air libre.

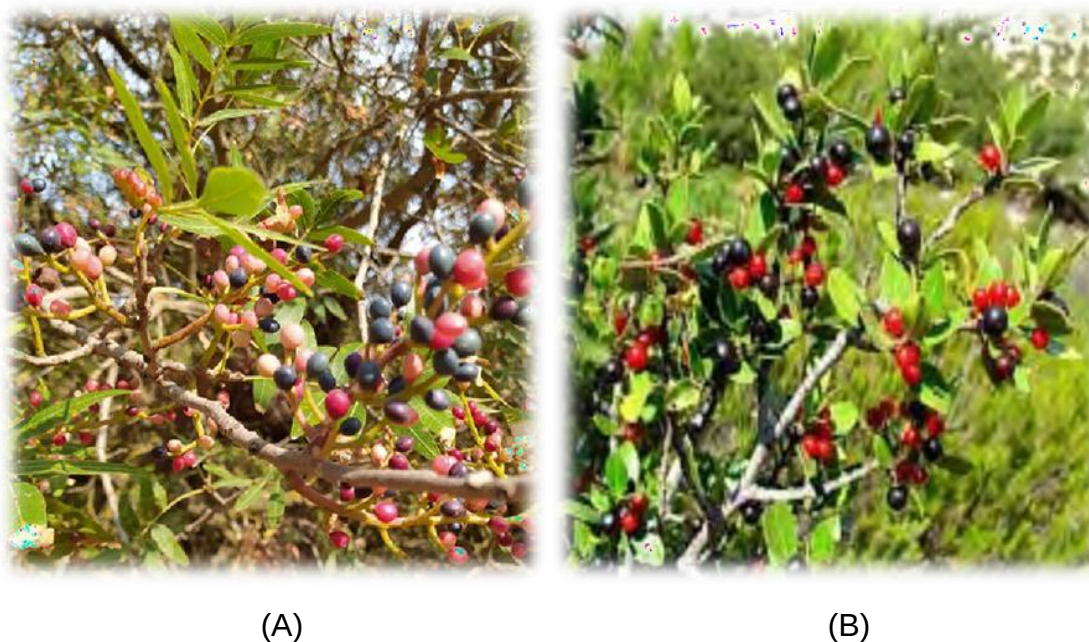


Figure II.10 : Les deux plantes étudiées *P. atlantica* (A) et *P. lentiscus* (B). (Originale).

II.2.1.2. Espèces des adventives à tester :

Les graines de *Sinapis arvensis* et de *Cannabis sativa*, obtenues auprès de fournisseurs commerciaux de la région de Médéa, ont servi de matériel biologique pour tester l'activité allélopathique des extraits de *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica* (Fig. II.11 et Fig.II.12).



Figure n°II.11 les graines du Moutarde des champs (*Sinapis arvensis*).

<https://ileauxepices.com/epices/41-moutarde-graine.html>



Figure n° II.12 : Les graines du chanvre (*Cannabis sativa*)

<https://www.sensoryseeds.fr/graines-cannabis-indica-sativa-differences/>

II.2.2. Matériels biologiques :II.2.2.1. Les souches bactériennes :

Les germes qui ont été testés pour déceler l'activité antibactérienne des extraits de *P. lentiscus* et *P. atlantica* sont des souches de collection internationale ATCC (American type culture collection) (Tableau II.4) qui nous ont été fournies par le laboratoire de microbiologie, de SAIDAL-Médéa.

Tableau II.4 : Les souches bactériennes (SAIDAL-Médéa)

Souches	Gram	Code
<i>Bacillus subtilis</i>	Positive	ATCC 6633
<i>Staphylococcus aureus</i>	Positive	ATCC 6538
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	Positive	ATCC 12228
<i>Escherichia coli</i>	Négative	ATCC8739
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	Négative	ATCC 9027
<i>Salmonella thyphimurium</i>	Négative	ATCC 14028

II.2.2.2. Les insectes :

Pour évaluer l'activité insecticide, nous avons utilisé des adultes de *Sitophilus granarius* et de *Tribolium castaneum* issus d'un élevage de masse sur blé, maintenu dans une étuve à environ 30 °C avec un taux d'humidité élevé. De nouvelles quantités de blé sont régulièrement infestées afin d'assurer la continuité de la colonie (Figure II.13 et Figure II.14).



Figure II.13 : Adulte de *Sitophilus granarius* <https://russellipm.com/insect/sitophilus-granarius-grain-weevil/>



Figure II.14 : Adulte de *Tribolium castaneum*

II.3.Méthodes :

II.3.1.Etude écologique :

II.3.1.1.Etude floristique :

L'étude de la flore et de la végétation prend en compte la méthode des relevés floristiques qui se résume à une liste exhaustive de toutes les espèces végétales présentes.

Des relevés phytoécologiques sont effectués sur l'ensemble de l'aire de répartition des plantes spontanées dans les stations d'études. La réalisation du relevé se fait par la méthode d'échantillonnage subjective et s'effectue en utilisant la méthode de l'aire minimale sur le terrain.

L'échantillonnage subjectif est une méthode de reconnaissance qualitative,

permettant de déblayer le terrain en vue d'une étude plus précise et consistant à choisir les échantillons qui apparaissent particulièrement homogènes et représentatifs [217, 221].

Dans le présent travail, nous avons délimité des aires de 200m², sachant que cette surface est la plus adéquate pour l'étude de ces écosystèmes, à l'intérieur desquelles nous avons collecté en Mars et Mai 2020-2021 toutes les espèces représentées.

Nous avons réalisé un total de 30 relevés phytoécologiques au niveau des deux stations d'étude avec une moyenne de 15 relevés par station. Chacun des relevés comprend des caractères écologiques d'ordre stationnel, notamment les coordonnées géographiques précises, l'altitude, la pente, l'exposition, la surface du relevé, la strate de la végétation et le recouvrement. Dans ce contexte, les moyens que nous avons utilisés sur le terrain sont les suivants : un GPS, un Formulaire de relevé, des Piquets, un Ciseau, un Décamètre, des Sachets en papier, un Registre et un Appareil photo numérique.

L'identification des espèces recensées a été facilitée par la consultation de plusieurs références [20] et [222].

Les espèces présentes au niveau des relevés ont été caractérisées par l'échelle d'abondance-dominance de Braun-Blanquet (1932) [223].

II.3.1.2. Evaluation de la diversité floristique

II.3.1.2.1. Evaluation qualitative :

a- Diversité systématique :

Les taxons composant les différentes stations étudiées prises en considération ont été regroupés en familles et genres. Ils ont été groupés selon leur mode de croissance où leur morphologie constitue un élément important pour la description physionomique de la végétation car ces caractères traduisent les adaptations évolutives des plantes à l'environnement [224].

b. Diversité Biologique:

Le spectre biologique brut permet de préciser l'importance relative des différentes formes biologiques représentées dans le groupement afin de déterminer le degré de recouvrement.

Les spectres biologiques bruts sont calculés pour chaque station. Ils tiennent compte de la richesse d'une population, c'est le rapport exprimé en pourcentage du nombre de taxons appartenant aux divers types biologiques sur le nombre total des taxons de la communauté étudiée, (C'est la fréquence de notation des plantes appartenant à différentes formes biologiques). La classification des espèces selon les types biologiques de RAUNKIAER (1934) [225] s'appuie principalement sur l'adaptation de la plante à la saison critique du cycle saisonnier.

c- Diversité chronologique (Types phytogéographiques) :

D'après Braun Blanquet, 1919 in KAABACHE, (1990) [226], l'élément phytogéographique correspond à l'expression floristique et phytosociologique d'un territoire étendu bien défini. Il englobe les espèces et les collectivités phytogéographiques caractéristiques d'une région ou d'un domaine déterminé. Les types phytogéographiques sont déterminés à partir de la nouvelle flore d'Algérie [20].

II.3.1.2.2.Evaluation quantitative :

a- La richesse spécifique (S) :

C'est l'expression la plus simple de la diversité biologique, elle représente le nombre d'espèces peuplant un espace donné. Pour chaque station étudiée, nous avons recensé en nombre les espèces existantes. (Voir annexe I).

b- Indice de Similitude de Sorensen (IS) :

L'indice de similitude de Sorensen permet une comparaison entre deux sites, car il évalue la ressemblance entre deux relevés en établissant le rapport entre les espèces communes aux deux relevés et celles propres à chaque relevé.

$$IS = \frac{2C}{a+b}$$

a = nombre d'espèces pour la station Oued harbil, b= nombres d'espèces pour la station Berrouaghia, c = nombre d'espèces commune entre les deux stations.

c- Indice de diversité de Shannon (H') :

Le calcul de l'indice de Shannon a été réalisé sur la liste globale des espèces et celles des différents groupements végétaux. Cet indice exprimé en bits permet

d'avoir aisément une meilleure idée sur l'état de la diversité biologique d'un groupement à un autre.

$$H' = -\sum P_i \log_2 P_i ; \text{ avec } p_i = n_i/N,$$

p_i = fréquence relative des individus de l'espèce i , n_i = recouvrement moyen des individus de l'espèce i , N = recouvrement total des individus de la formation végétale. La diversité est faible lorsque $H' < 3$ bits, moyenne si H' est compris entre 3 et 4 bits et élevée quand $H' \geq 4$ bits. Le milieu est peu diversifié quand H' est faible et relativement diversifié en espèces quand H' est élevé. Autrement dit, il est maximal quand les espèces ont des abondances identiques dans le peuplement et minimal quand une seule espèce domine tout le peuplement.

d- Equitabilité (E) :

L'évaluation de la diversité spécifique d'un échantillon est généralement complétée par un indice d'Equitabilité de Pielou (E). Celui-ci représente le rapport entre la diversité spécifique de Shannon maximale théorique et le logarithme à base de 2 de la richesse spécifique de l'échantillon. Il exprime la régularité ou l'équitable répartition des individus au sein des espèces. Il est donné par la formule :

$$E = H'/H_{\max},$$

Donc $E = H'/\log_2(S)$

L'équitabilité est faible lorsque $E < 0.6$, moyenne quand E est compris entre 0,6 et 0,8 et élevée si $E \geq 0.8$. Si E est faible, on conclut que peu d'espèces concentrent la majorité des individus du milieu. Lorsque E est élevé, on déduit que le milieu n'est pas spécialisé et donc les individus sont bien répartis au sein des espèces. Si H' et E sont faibles, alors le milieu est homogène et spécialisé. Si H' et E sont élevés, alors le milieu est isotrope.

II.3.1.2.3. Méthodes et analyse dendrométrique :

La dendrométrie étymologiquement est le procédé de mesures des arbres et qui a pour objectif d'estimer le diamètre ou la circonférence à hauteur d'homme et la hauteur totale [227]. Les paramètres dendrométriques, nous ont permis d'avoir une idée sur l'état de développement des deux espèces de *Pistacia* étudiées

a- Hauteur des arbres :

La hauteur totale d'un arbre est la longueur du segment de droite qui joint le pied de l'arbre à son bourgeon terminal, exprimée en mètre [228]. En l'absence d'un dendromètre, nous avons utilisé un ruban mètre pour les arbustes et la méthode de la perche pour les arbres. Nous l'avons évalué à vue en plaçant au pied de l'arbre une référence de longueur connue pour disposer d'une base (Figure II.15). Cette méthode consiste à :

- ✓ Prendre un crayon (ou bâtons) (sur le schéma : ab)
- ✓ Placer le crayon en position verticale.
- ✓ Se placer face à l'arbre à mesurer, à une distance de sorte à faire coïncider la hauteur du crayon avec la hauteur de la base de référence (sur le schéma cd).
- ✓ Faire déplacer le crayon le long de la hauteur de l'arbre tout en gardant le repère pour que coïncident le haut de l'arbre, le haut du bâton et l'œil.
- ✓ Evaluer la hauteur de l'arbre en multipliant le nombre de fois que le crayon à étendre placé par la hauteur de la référence de base (cd).
- ✓ Afin d'éviter des erreurs de surestimation de la hauteur il faut viser à l'intérieur de la cime.

b-Diamètre du houppier :

Un houppier ou couronne est la partie d'un arbre constituée de l'ensemble des branches situées au sommet du tronc (des branches maîtresses aux rameaux). C'est un paramètre dendrométrique important qui permet de connaître l'estimation de la surface de l'ombre projetée par l'espèce à l'aide d'un ruban mètre.

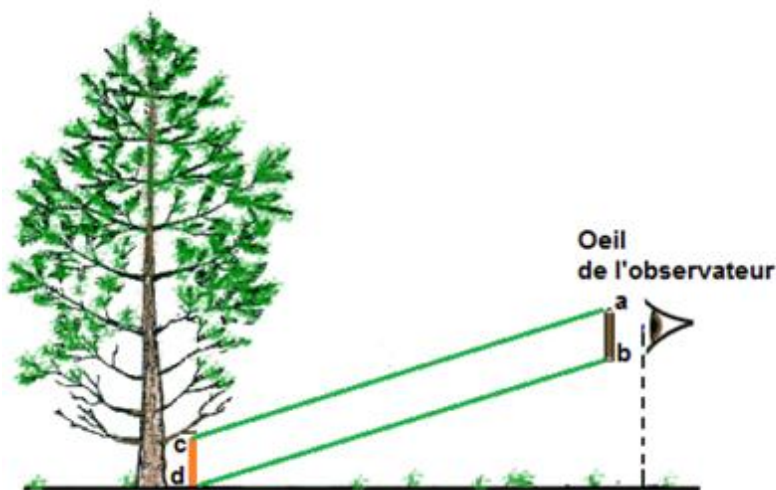


Figure II.15 : Estimation de la hauteur des arbres à vue.

II.3.2. Préparation des extraits :

Toute opération d'extraction est précédée par plusieurs opérations de prétraitement. Des plantes séchées ont été utilisées pour les opérations extractives.

Le matériel végétal a été récolté trié, rincé et séché à l'ombre à une température ambiante pendant 2 semaines à 25 à 30 °C. Une fois les plantes devenues sèches, les différentes parties de chaque plante sont broyées à l'aide d'un broyeur (IkaLabortechnik, Staufen, Germany). La poudre résultante est ensuite stockée à température ambiante avant l'extraction. L'extraction a été réalisée par une macération (Solide-Liquide) qui consiste à laisser séjourner un solide dans un liquide. Les ratios optimums solides : liquides, les plus souvent trouvés dans la littérature, sont généralement situés entre 1/10 (mg/ml) [229].

II.3.2.1.Préparation de l'extrait hydro-méthanolique :

Cette méthode d'extraction a été effectuée selon le protocole décrit par Marston and HOSTETTMANN, (2006) [230], avec quelques modifications. Le protocole de la macération est le suivant (figure II.16).

Une quantité de 30 g de poudre végétale est mise à macérer dans 300 ml d'un mélange méthanol/eau à 70/30 (v/v), pendant 24 heures sous agitation à vitesse d'agitation constante. Le mélange est filtré une première fois en utilisant coton et compresse. Ensuite, une deuxième filtration a été réalisée avec du papier filtre Wattman N 01. Les filtrats sont concentrés à sec sous pression réduite et à

une température de 55°C à l'aide d'un évaporateur rotatif (BÜCHI R-200, Germany), puis conservés à 4°C.

II.3.2.2. Préparation de l'extrait aqueux :

Cette méthode d'extraction a été effectuée selon le protocole décrit par NSHIMIYIMANA *et al*, (2010) [231] en y apportant quelques modifications (figure II.16). L'échantillon a été mélangé avec l'eau distillée 100% (30g de la matière végétale dans 300mL H₂O), ensuite le mélange est soumis à une agitation pendant 24 heures dans un agitateur magnétique à vitesse d'agitation constante. Ensuite, le mélange est filtré une première fois avec : (tissu, coton, et compresse). puis une deuxième filtration avec du papier filtre Whatman N01. Le filtrat a subi une centrifugation à vitesse 4000 unit pendant 7 minutes. Puis, le mélange a été évaporé à 65 °C à l'aide d'un évaporateur rotatif (Rota Vapor, BÜCHI R-200, Allemagne). L'extrait sec obtenu a été conservé à 4 °C (Figure II.16).

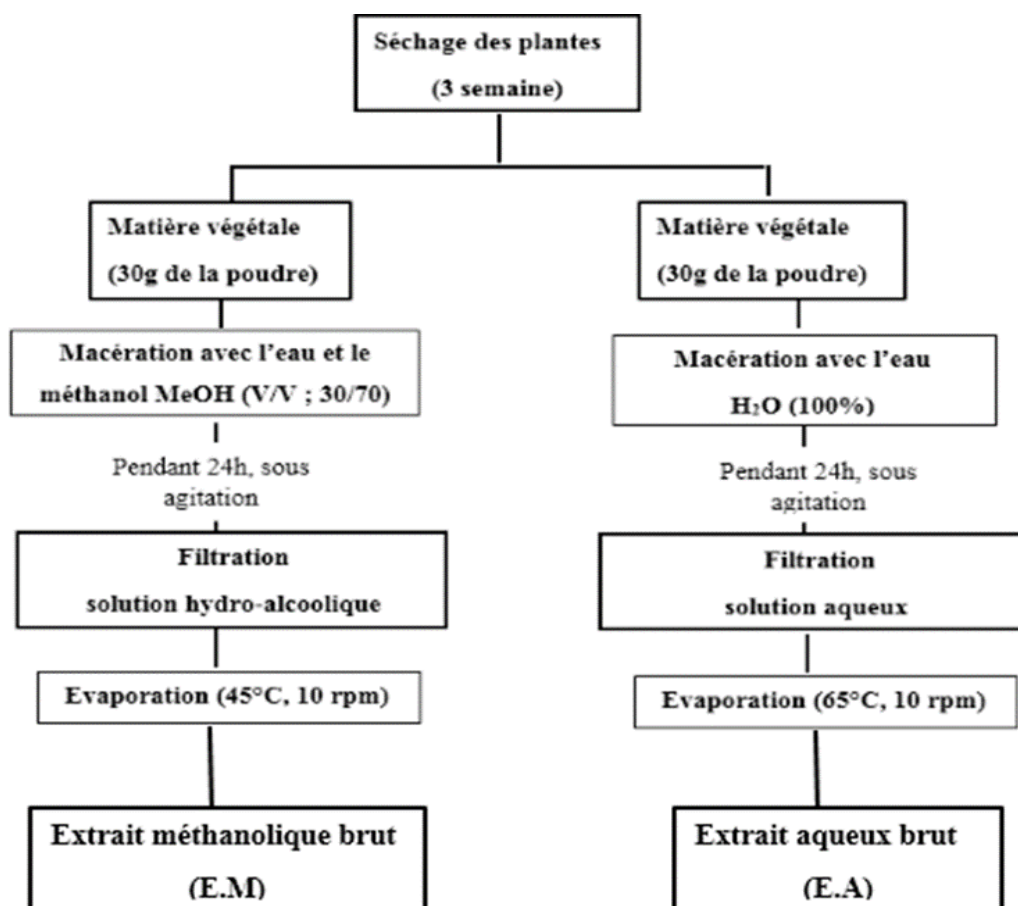


Figure II.16 : Schéma illustrant la démarche expérimentale suivie pour la préparation des extraits l'extrait hydro-méthanolique et aqueux (originale).

II.3.2.3. Rendement d'extraction (Rd):

Le rendement d'extraction en pourcentage (%) est défini comme étant le rapport entre le poids de l'extrait sec en gramme et le poids de la plante sèche en poudre. Il est calculé par l'équation suivante :

$$\text{Rendement (\%)} = (P_0 / P_1) \times 100$$

P₀= masse en gramme de l'extrait sec ; P₁= masse en gramme de la matière végétale initiale sèche.

II.3.3. Etude phytochimique

II.3.3.1. Caractérisation des extraits méthanolique et aqueux:

II.3.3.1.1. Dosage des polyphénols totaux (PTT) :

La teneur en polyphénols totaux (PTT) des différents échantillons a été déterminée par la méthode de Folin-Ciocalteu décrite par SINGLETON et ROSSI (1965) [232]. Un volume de 100 µl (1 :10) des solutions des extraits à la concentration de 1 mg/ml sont ajoutées à 500 µl de réactif de Folin-Ciocalteu (1%). Après 4 min, 400 µl de carbonate de sodium (7.5 g/100 ml d'eau distillée) sont additionnés dans des tubes à essais. Après 2 h d'incubation dans l'obscurité à température ambiante, l'absorbance a été mesurée puis la lecture est faite en utilisant un spectrophotomètre UV-Vis (UV Virian — Australie) à 765 nm contre un blanc. Toutes les lectures ont été effectuées en triplicata.

L'acide gallique (10-100 µg/mL) est le standard utilisé pour établir la courbe d'étalonnage à partir de laquelle la concentration des polyphénols totaux des extraits est calculée (Annexe 2). Le résultat est exprimé en microgramme équivalent d'acide gallique par milligramme d'extrait (µg EAG /mg d'extrait).

II.3.3.1.2. Dosage des flavonoïdes totaux (TFT) :

La teneur en flavonoïdes totaux (TFT) des différents échantillons a été déterminée par la méthode de colorimétrie au chlorure d'aluminium adaptée par LIN et TANG, (2007), [233].

Un volume de 500 µl de la solution de l'échantillon à la concentration de 1mg/ml est ajouté à 100 µl de nitrite de sodium (NaNO₂) à 10 %. Ce mélange est

additionné à 100 μ l d'acétate de potassium (1M) et 2.8 ml d'eau distillée. Immédiatement, le mélange est agité puis incubé pendant 30 min à température ambiante et à l'obscurité. La lecture de l'absorbance est faite à 415 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV Visible (UV Virian–Australia) contre le blanc. Chaque échantillon est répété trois fois.

La quantification des flavonoïdes se fait en fonction d'une courbe d'étalonnage réalisée par un flavonoïde standard, la rutine (0 à 40 mg/mL) (Annexe 2). Les teneurs en flavonoïdes ont été exprimées en milligramme équivalent de rutine par gramme d'extrait (mg Eq Rut / g d'extrait).

II.3.4. Etude de l'activité biologique :

II.3.4.1. Evaluation des propriétés antibactériennes :

II.3.4.1.1. Préparation des doses :

Les extraits aqueux et méthanolique de masse 1 g sont solubilisés dans 2 ml de diméthyle sulfoxyde à 1% (DMSO/ d'eau distillée). Les concentrations mères sont préparées à la concentration de 500 mg/ml dans du DMSO (à 1%). Elles sont filtrées avant toute autre utilisation sur des filtres millipores (0,2 μ m). Des dilutions sont ensuite réalisées afin d'obtenir les concentrations suivantes : 250 mg/ml, 125mg/ml et 62.5 mg/ml (Figure II.17).



Figure II.17 : Préparation des dilutions des extraits étudiés.

II.3.4.1.2. Tests de l'activité antibactérienne :

La méthode de diffusion par disque en milieu gélosé appliquée pour la détermination de l'activité antibactérienne des extraits des plantes est celle décrite par GULLUCE *et al.*; (2007) [234]. Une suspension bactérienne de 18 à 24 heures de chaque souche bactérienne est préparée avec le bouillon nutritif dilué et ajusté à une turbidité égale à celle de l'étalon Mc Ferland 0,5. La gélose de Mueller-Hinton (Pecton Dickinson USA) est coulée dans des boîtes de Pétri de 90 mm de diamètre. La surface de gélose estensemencée par 1 ml de mélange qui a été étalé dans la boîte de Pétri avec une pipette Pasteur. Des disques de papier buvard de 9 mm de diamètre imbibés de 20 μ l de l'extrait aux quatre concentrations : D1=500 mg/ml, D2=250 mg/ml, D3=125 mg/ml et D4=62,5 mg/ml ont été déposés à la surface de la gélose (Figure II.18).

Les boîtes sont ensuite incubées à 37°C pendant 18 heures et les diamètres d'inhibition sont mesurés. Après 18 à 24 heures d'incubation, une zone ou un halo clair (e) est présent (e) autour d'un disque si l'extrait inhibe le développement microbien. Plus la zone d'inhibition est grande, plus le germe est sensible. Tous les tests ont été répétés trois fois.

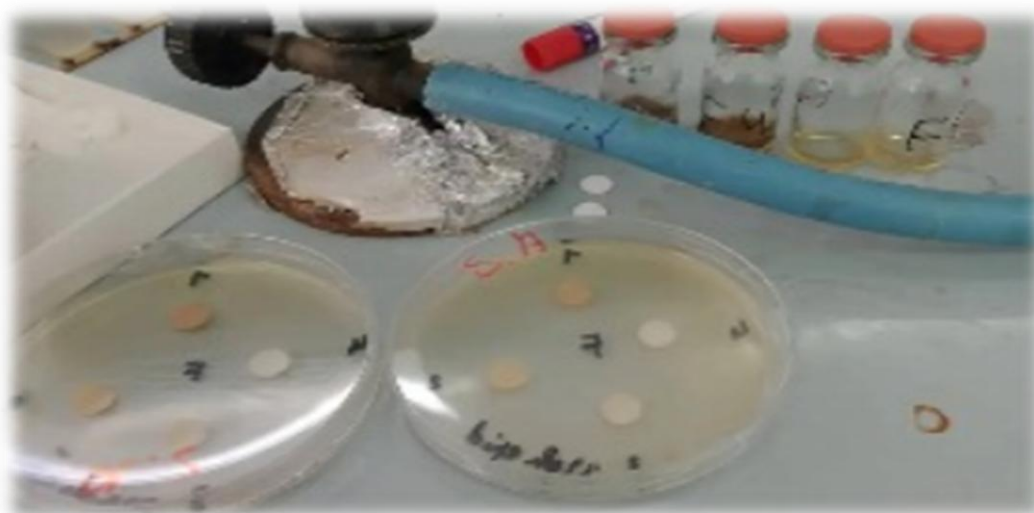


Figure II.18 : Évaluation l'activité antibactérienne par la méthode de diffusion en milieu gélosé.

II.3.4.1.3. Détermination des CMI :

La concentration minimale inhibitrice (CMI) d'un extrait vis-à-vis d'une souche bactérienne est définie comme la plus faible concentration à laquelle aucune croissance visible du microorganisme n'est observée. Tous les tests ont été réalisés en milieu liquide, à l'aide du bouillon Mueller-Hinton.

Une gamme de concentrations a été obtenue par la méthode de double dilution. Pour cela, une solution mère contenant 62.5 mg/ml de l'extrait a été préparée. À partir de cette solution, une série de dilutions successives au facteur 2 a été effectuée afin d'obtenir des concentrations comprises entre 62.5 mg/ml et 3.90 mg/ml. Dans cinq tubes à hémolyse, 1 ml de chaque concentration d'extrait a été distribué. Ensuite, 1 ml de suspension bactérienne de chaque souche a été ajouté à chaque tube, suivi de l'ajout de 2 ml de bouillon Mueller-Hinton (BMH) stérile. L'ensemble des tubes a été incubé à 37 °C pendant 24 heures.

La CMI a été déterminée comme étant la plus faible concentration correspondant au dernier tube ne présentant aucune croissance bactérienne visible à l'œil nu.

II.3.4.2. Evaluation de l'activité allélopathique :

Les tests d'évaluation des activités allélopathiques sont menés suivant le protocole expérimental décrit par MONTINEE *et al.* ; (2010) [235].

II.3.4.2.1. Préparation des doses :

Le test d'évaluation l'activité allélopathiques des extraits bruts sur les graines de *Sinapis alba* et *Cannabis sativa* ont été réalisé à trois doses D1= 100%, D2=50% et D3=25%. Les extraits testés ont été utilisés à des concentrations décroissantes (0,250 mg/ml, 0,125 mg/ml et 0,0625 mg/ml). Le témoin est de l'eau. Chaque lot constitué regroupe les extraits tests soit trois répétitions par espèces test.

II.2.4.2.2. Test d'évaluation de l'activité allélopathique :

Dans une boîte de Pétri de 9 cm de diamètre, est placé un disque de papier filtre. Après, 1 ml de la solution de chaque concentration d'extrait est versé. 4 ml d'eau distillée sont ajoutés sur le disque du papier filtre pour humidifier le milieu. Les graines des plantes testées, au nombre de 20, sont précédemment imbibées par l'eau distillée pendant 2h, et sont placées sur le disque du papier filtre et, par la

suite, les boîtes de Pétri sont fermées par des couvercles et laissées dans les conditions ambiantes de température, de luminosité et d'humidité du laboratoire (Figure II.19).



Figure II.19 : Les tests d'évaluation des activités allélopathiques.

II.3.4.2.3. Suivi d'élongations de racines et de tiges d'une plantule donnée :

Les mesures des longueurs des racines et des tiges (cm) ont été réalisées au 7^{ème} jour de la germination. Les résultats sont exprimés en cm en appliquant l'équation suivante :

$$L = (E/T) \times 100$$

Où : L : Valeur du paramètre étudié (longueur de la partie aérienne, longueur de la partie racinaire) ; E : Valeur du paramètre étudié (longueur de la partie aérienne, longueur de la partie racinaire) en présence de l'extrait ; T : Valeur du paramètre étudié (longueur de la partie aérienne, longueur de la partie racinaire) témoin.

II.3.2.3. Taux d'inhibition :

Le taux d'inhibition selon CÔME (1970), [236], explique la capacité d'une substance ou préparation à inhiber la germination des graines. Il est évalué en calculant le rapport de nombre de graines non germées par rapport au nombre total des graines semées.

$$\text{Taux de d'inhibition (\%)} = \frac{(\text{Nombre des graines non germée} \times 100 / \text{Nombre des graines semis})}{1}$$

II.3.4.3. Evaluation l'activité insecticide :

II.3.4.3.1. Elevage des insectes ciblés :

Les individus de *Sitophilus granarius* et de *Tribolium castaneum* sont maintenus dans des conditions de laboratoire de (Température : 20-25°C et une humidité relative variant de 65 à 70 %), dans des bocaux en verre contenant des graines saines et endommagées.

II.3.4.3.2. Préparation des doses :

Le test de la toxicité des extraits bruts méthanolique et aqueux des deux plantes étudiées *P. lentiscus* et *P. atlantica* sur les adultes de *S. granarius* et *T. castaneum* ont été réalisés à quatre doses D1= 100%, D2=50%, D3=25% et D4=12.5%. Quatre dilutions des extraits bruts ont été préparées en additionnant 500mg ; 250mg ; 125mg et 62.5mg à 1 ml d'eau distillée mélangé avec du D.M.S.O (1%).

II.3.4.3.3. Evaluation la toxicité des extrais par contact :

Pour chaque essai, une solution de 1 ml, contenant chacune les extraits végétaux à tester est dispersée d'une manière homogène sur les boîtes de pétri contenant 20 individus des insectes cibles. Les essais ont été répétés 3 fois pour chaque dose. Le témoin correspond aux insectes traités par l'eau +DMSO à 1%. Le nombre des insectes morts est compté après 6h, 24h, 48h, 96h et 144h [237].

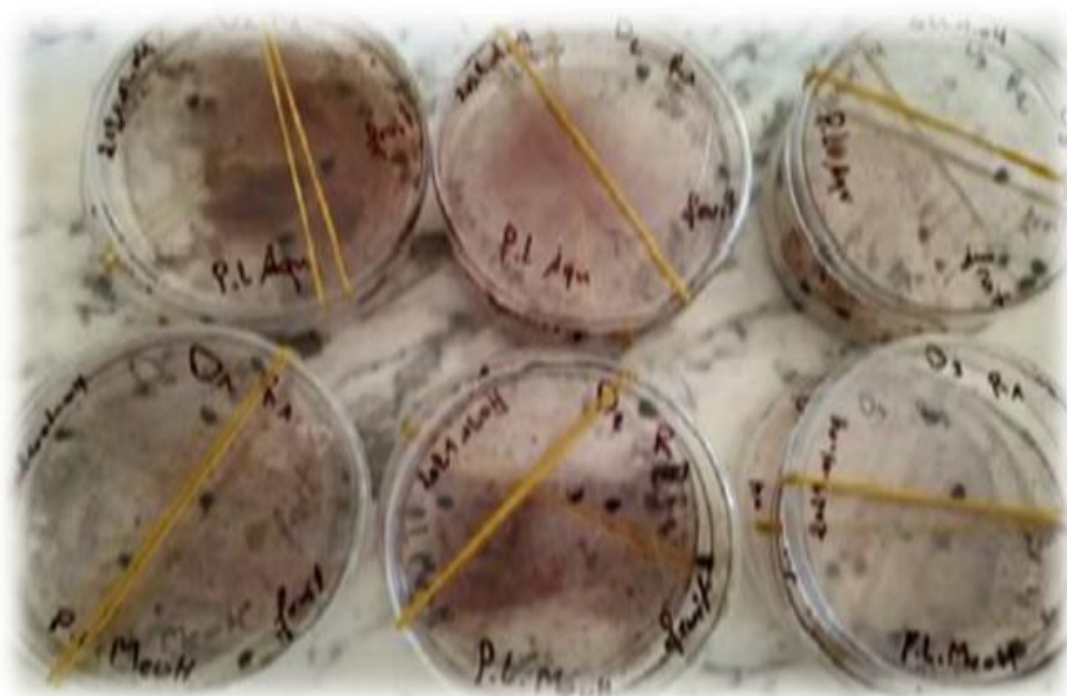


Figure II.20 : Evaluation l'activité insecticide par contact.

II.3.4.3.4. Evaluation la toxicité des extraits par ingestion :

Vingt (20) individus des insectes cibles âgés entre 10 et 15 jours sont introduits dans des boîtes de pétri contenant 5 g. de graines de blé mélangés avec les différentes dilutions préparées. Les essais ont été répétés 3 fois pour chaque dose et Le témoin correspond aux insectes traités par l'eau +DMSO à 5%. Le nombre des insectes morts est calculé après 6h, 24h, 48h, 96h et 144h [238].

II.3.4.3.5. Détermination du taux de mortalité corrigée :

La mortalité observée est corrigée par la formule d'Abott, (1925), [239], afin d'éliminer la mortalité naturelle, elle est calculée selon la formule suivante:

$$MC\% = (M - Mt \times 100) / (100 - Mt)$$

MC : la mortalité corrigée, M : pourcentage de morts dans la population traitée, Mt : pourcentage de morts dans la population témoin.

II.3.4.3.6. Détermination de la DL50 :

La dose létale 50 (DL50) est la dose nécessaire pour tuer la moitié d'une population, elle est calculée à partir de la droite de régression des probits [$y = ax + b$]

correspondants aux pourcentages des mortalités corrigées en fonction des logarithmes des doses de traitement. La table des probits de Finney, (1971) [240], est utilisée à cet effet (Annexe3).

La DL50 est calculée à partir des droites de régression Probits = f (log dose).

$$Y=a + \log (X)$$

Où Y est la Valeur de probits correspondant à l'effet insecticide (probits de mortalité corrigée), X est la dose de l'extrait testé, a, la pente.

II.3.4.3.7. Détermination de la TL50 :

Le temps létal 50 (TL50) correspond au temps nécessaire pour que périssent 50% des individus exposés à une concentration déterminée. Il est calculé à partir de la droite de régression des probits correspondant aux pourcentages des mortalités corrigés en fonction des logarithmes des temps de traitement (probits= f (log temps)) [241] (Annexe3).

II.4. Analyses statistiques des résultats :

L'analyse de l'ensemble des données d'observation a été réalisée sur la base du traitement statistique en utilisant les logiciels Past, ver. 12, et STATISTICA, ver. 10. L'ANOVA (Analysis of Variance), le GLM (General Linear Model), Tukey, l'ACP (l'analyse en composantes principales) et l'AFC (Analyse Factorielle des Correspondances) ont été considérées. Les différences ont été considérées significatives à $P < 0,05$.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

III.1. Etude écologique :III.1. Évaluation de la biodiversité :III.1.1. Evaluation qualitative :

Les listes floristiques des relevés de végétation ont servi à la description des groupements et les espèces pour la confection de l'herbier. En plus de ces deux aspects, ces listes permettent l'étude de la composition systématique, biologique et biogéographique.

III.1.1.1. Diversité systématique

La liste floristique des deux stations étudiées (Oued Harbil et Berrouaghia) comprend globalement 37 familles (Tableau III.1).

Tableau III.1 : Composition systématique des deux stations d'étude.

Zone d'étude Familles	Oued Harbil		Berrouaghia	
	Genres	Espèces	Genres	Espèces
Asteraceae	14	15	13	15
Araceae	1	1	0	0
Arecaceae	1	1	0	0
Apiaceae	4	4	5	6
Anacardiaceae	1	2	1	2
Amaranthaceae	0	0	1	1
Asparagaceae	1	1	1	2
Brassicaceae	3	4	0	0
Boraginaceae	1	1	1	1
Cucurbitaceae	1	1	0	0
Cupressaceae	1	1	1	1
Cistaceae	0	0	1	2
Caryophyllaceae	3	3	1	1
Cyperaceae	0	0	1	1
Caprifoliaceae	0	0	1	1
Dioscoreaceae	0	0	1	1
Dipsacaceae	1	1	0	0
Eurphorbiaceae	0	0	1	1
Fabaceae	3	5	6	7
Fagaceae	0	0	1	2
Geramiaceae	1	1	1	1
Junaceae	1	1	0	0
Lamiaceae	2	3	4	4

Liliaceae	1	1	1	1
Malvaceae	1	1	1	1
Oleaceae	0	0	3	5
Orobanchaceae	0	0	1	1
Poacea	4	5	6	6
Plantaginaceae	1	3	1	1
Polygonaceae	1	1	1	1
Primulaceae	1	1	0	0
Ranunculaceae	0	0	1	1
Rhamnaceae	1	1	0	0
Rutaceae	0	0	1	1
Scrophulariaceae	1	2	0	0
Solanaceae	1	1	0	0
Urticaceae	0	0	1	1
Total	51	61	58	68

Les deux stations présentent une flore riche et comparable, dominée dans l'ordre décroissant par les Poaceae, les Asteraceae et les Fabaceae et enfin les Apiaceae. On note la présence de taxons relativement exigeants tels que les espèces *Carlina racemosa*, *Atractylis cancellata* (famille des Asteraceae), *Cynodon*, *Helianthemum* (famille des Poaceae), *Trifolium*, *Vicia* (famille des Fabaceae). Ces 3 familles représentent à elles seules près de 50% de la flore étudiée. Sur le plan générique et spécifique, ce sont les Asteraceae et les Poaceae qui sont les mieux représentées. La place prépondérante occupée par ces dernières est justifiée puisque ce sont des familles cosmopolites qui sont très répandues sur toute la surface du globe [242].

L'analyse de la flore des deux stations échantillonnées (Tableau III.1), montre que la station de Berrouaghia est la plus riche floristiquement avec 68 espèces, 58 genres et 27 familles, alors que la station d'Oued Harbil est représentée par 61 espèces, 51 genres et 25 familles. On note cependant l'absence de quelques familles telles que les Brassicaceae, Scrophulariaceae, Solanaceae, Arecaceae et Cucurbitaceae au niveau de Berrouaghia, et les familles des Orobanchaceae, Urticaceae, Rutaceae, Oleaceae et Cistaceae au niveau d'Oued Harbil (figures III.1 et III.2).

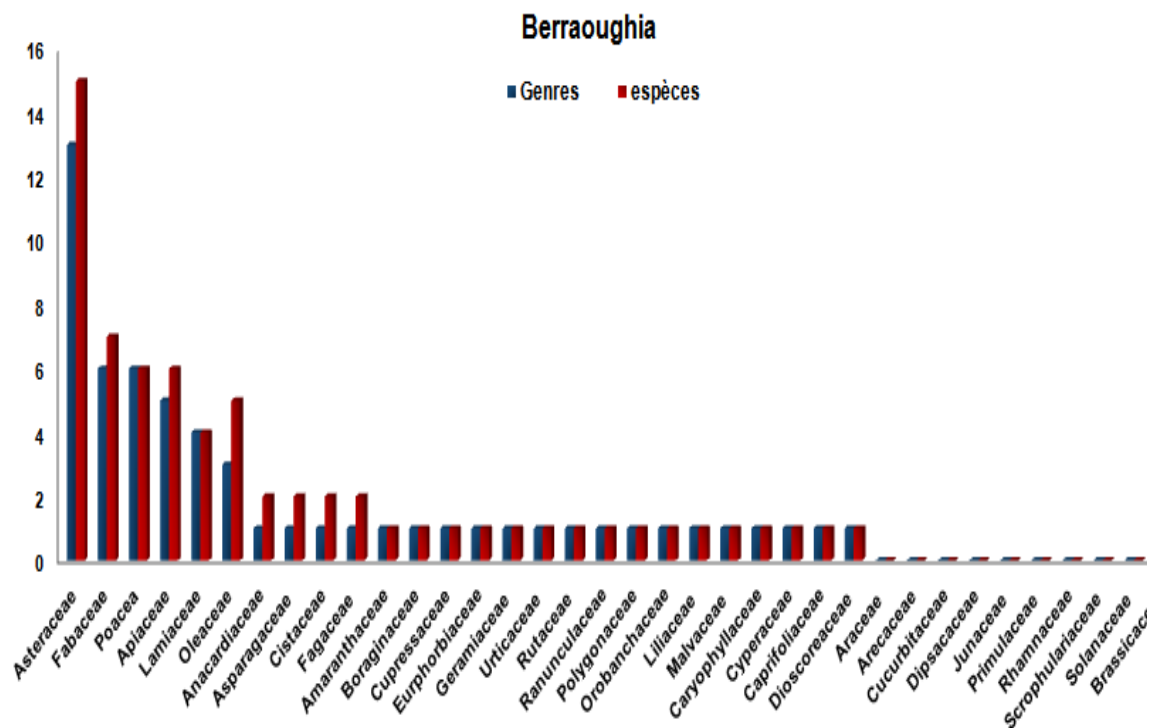


Figure III.1. : Composition des familles de la station de Berrouaghia.

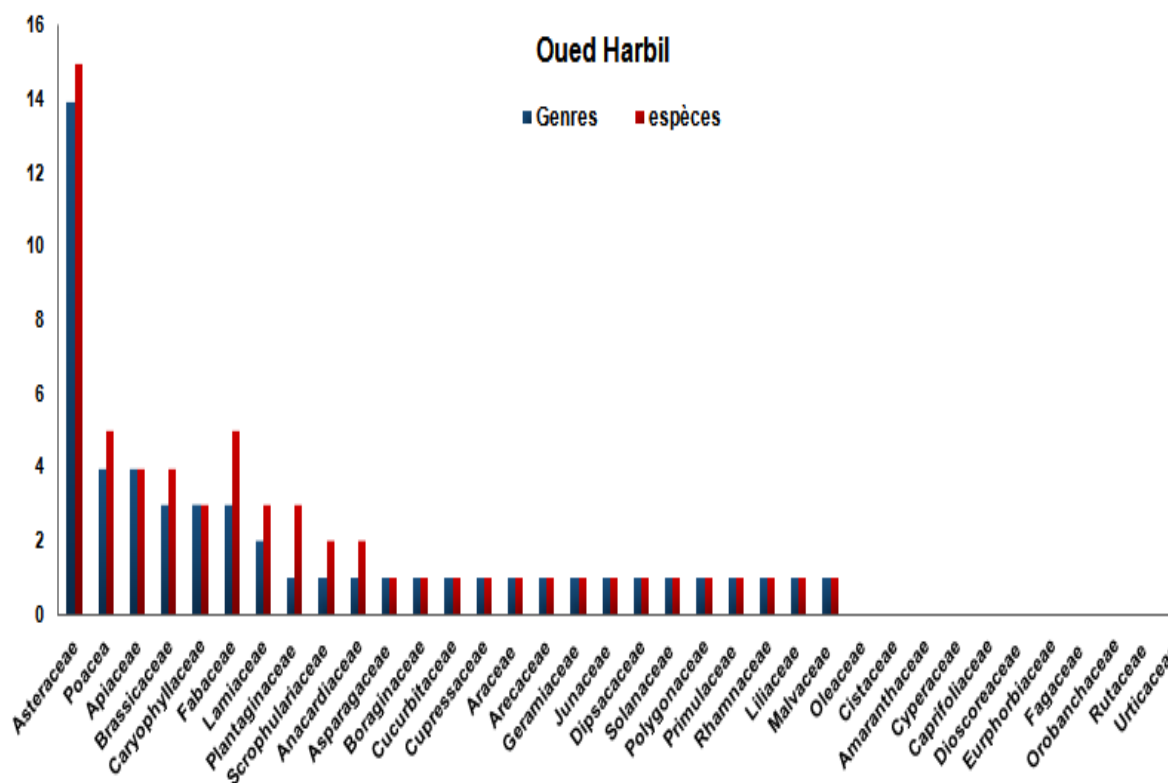


Figure III.2. : Composition des familles de la station d'Oued Harbil.

III.1.2. Diversité biologique :

III.1.2.1. Spectre biologique brut :

La rigueur du climat et son aridité conduisent à des formes biologiques particulières. Le spectre biologique d'une région traduit sa diversité biologique du fait qu'il exprime en pourcentage le nombre de taxons pour chaque type et non leur abondance [243]. La répartition de différents types biologiques de chaque station étudiée est présentée dans le tableau III.2 et les figures III.3 et III.4.

Les deux stations (Berrouaghia et Oued Harbil) suivent le schéma : **TH > HE > PH > GE > CH**, (figure III.3).

Tableau III.2. : Répartition des types biologiques de deux stations Berrouaghia et Oued Harbil

Type biologiques	Berrouaghia		Oued Harbil	
	Nombre	Pourcentage (%)	Nombre	Pourcentage(%)
Phanérophytes	15	22,38	7	11,5
Chaméphytes	4	6	1	1,63
Hémi-cryptophytes	20	29,85	22	36
Géophytes	5	7,46	4	6,55
Thérophytes	23	34,32	27	44,26

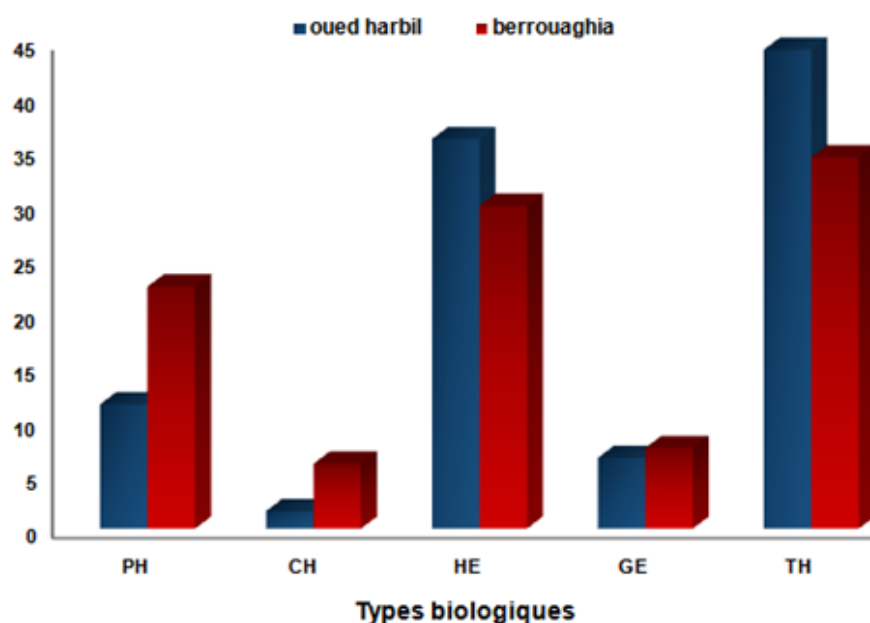


Figure III.3: Répartition des types biologiques bruts des sites d'étude.

L'analyse des formes d'adaptation des plantes permet une meilleure appréciation des conditions écologiques dans lesquelles elles vivent. Les types biologiques, par leur répartition, traduisent fidèlement les conditions écologiques d'une région.

La répartition biologique établie met en évidence une prédominance des **thérophytes** par rapport aux autres formes biologiques pour les deux stations Berrouaghia (34.32 %) et Oued Harbil (44.26%), avec 49 espèces telles que : *Alyssum alyssoides* L, *Anagallis arvensis*, *Andryala intergrifolia*, *Atractylis cancellata*, *Avena sterilis*, *Borago officinalis*, *Calendula officinalis*, *Carthamus lanatus* L, *Erodium triangulare* Forsk, *Eryngium triquetum*, *Filago spathulata* Persl, *Herniania hirsuta* L, *Malva parviflora* L ...ect.

Cette prédominance est liée d'une part à une résistance et adaptation à la rudesse du climat et d'autre part aux actions anthropiques. Aussi, plus un système est influencé par l'homme (surpâturage, culture), plus les thérophytes y prennent de l'importance, [244].

Quezel (2000) [245] signale qu'une des raisons susceptibles de rendre compte de la richesse floristique en région méditerranéenne est sans doute sa richesse en thérophytes. [246]. La prépondérance des thérophytes est conjointement liée aux précipitations saisonnières et par l'action de l'homme et les incendies qui caractérisent la zone méditerranéenne. Ceci s'explique aussi par les rigueurs climatiques que connaît actuellement des régions d'étude et l'instabilité structurale du sol favorisant le développement des espèces à cycle de vie court, plus ou moins exigeantes aux besoins hydriques et trophiques, [247].

Les **hémicryptophytes** gardent la deuxième place avec 29.85% et 36% respectivement pour la station de Berrouaghia et celle d'Oued Harbil. Les hémicryptophytes sont représentées par 41 espèces tel que : *Aster amellus* L, *Bryoniadioica*, *Daucus carota*, *Ferula communis*, *Foeniculum vulgare* Miller, *Inula britannica*, *Juncus effusus* L, *Marrubium vulgare* L, *Mantisalca salmantica* L, *Matricaria chamomilla* L, *Picris hieracioides*, *Pilosella officinarum* Vaill , *Plantago albicans* L, *Plantago coronopus* L ...ect. Ceci indique une résistance plus forte aux conditions rudes du milieu à travers de leurs systèmes racinaires et végétatifs.

BARBERO *et al.*, (1990) [248], expliquent l'abondance des hémicryptophytes au Maghreb, par une plus grande richesse en matière organique et à l'humidité du sol. Ces auteurs ont signalé qu'au Maroc les taux de thérophytes augmentaient avec l'aridité et la chaleur de ces climats, tandis que ceux des hémicryptophytes diminuaient.

Alors que les **phanérophytes** occupent la troisième place avec 22.38% pour la station de Berrouaghia et 11.5% pour la station d'Oued Harbil. Les Phanérophytes sont représentées dans l'ensemble par 17 espèces telles que : *Asparagus acutifolus*, *Chamaerops humilis*, *Pistacia atlantica* Desf, *Pistacia lentiscus* L, *Tetraclinis articulata*, *Withania frutescens*, *Ziziphus lotus* L Lam, *Calicotome spinosa*, *Cistus creticus*, *Cytisus scoparius* L, *Jasminum fruticans*, *Juniperus oxycedrus*, *Olea europea*, *Phillyrea angustifolia*, *Phillyrea latifolia*, *Quercus ilex*, *Quercus suber*.

Les phanérophytes diminuent avec la xéricité et l'ouverture du milieu sous l'action de facteurs écologiques et surtout anthropozoïques, indiquant que ce groupement reste menacé par l'envahissement d'espèces liées aux milieux ouverts qui rendent les régénérations de semis de taxons forestiers aléatoires [249].

La présence des phanérophytes en biomasse nous a permis de confirmer la dégradation du tapis végétal. Ceci peut être expliqué par le défrichement, la surutilisation du bois. Les **géophytes** et les **chamaéphytes** sont présentes en faibles proportions à cause de leur vulnérabilité et leur plasticité relative. En fait, leur présence peut être expliquée par une bonne adaptation aux basses températures et aux biotopes à forte aridité [250]. Ces types biologiques semblent être mieux adaptés que les phanérophytes à la sécheresse estivale comme l'indique Danin et Orshan (1990) [251].

Les Géophytes sont particulièrement moins représentés par rapport aux autres types biologiques dans la liste floristique globale inventoriée avec 7.46% et 6.55% pour la station de Berrouaghia et celle d'Oued Harbil, respectivement. Les Géophytes se distinguent par 9 espèces comme *Allium tricoccum*, *Arum maculatum* L, *Cardus natans*, *Verbascum virgatum*, *Asparagus officinalis*, *Asphodelus microcarpus*, *Dioscorea communis* L, *Galactites tomentosa* Moench, *Lygeum spartum* L.

DAHMANI (1996) [252], a signalé que les géophytes sont certes moins diversifiées en milieu dégradé mais elles peuvent dans certains cas avoir une tendance mono spécifique et s'imposer par leur recouvrement. KADI-HANIFI (2003) [253] a montré que la diminution du taux de ces géophytes est néanmoins perceptible en allant vers les milieux les plus anthropisés. Dans la région méditerranéenne, les géophytes ont une capacité à se répandre et à dominer tous les domaines dégradés par le surpâturage et le feu. Ceci reflète leur capacité à faire face non seulement aux particularités du climat méditerranéen, mais aussi de résister aux courantes perturbations dans leur habitat [254], en synchronisant leur évolution annuelle par le maintien de la turgescence cellulaire racinaire, pour la survie en période de sécheresse.

Enfin, les **Chamaephytes** sont faiblement représentées : elles occupent la dernière position avec un faible taux de 6% (Berrouaghia) et 1.63% (Oued Harbil). On y trouve 4 espèces *Paronychia argente*, *Astragalus armatus*, *Genista tricuspidata* Desf et *Teucrium flavum* L. Leur faible présence peut être expliquée par leur vulnérabilité et leur plasticité relative, mais en revanche par leur bonne adaptation aux basses températures et aux biotopes à forte aridité [250].

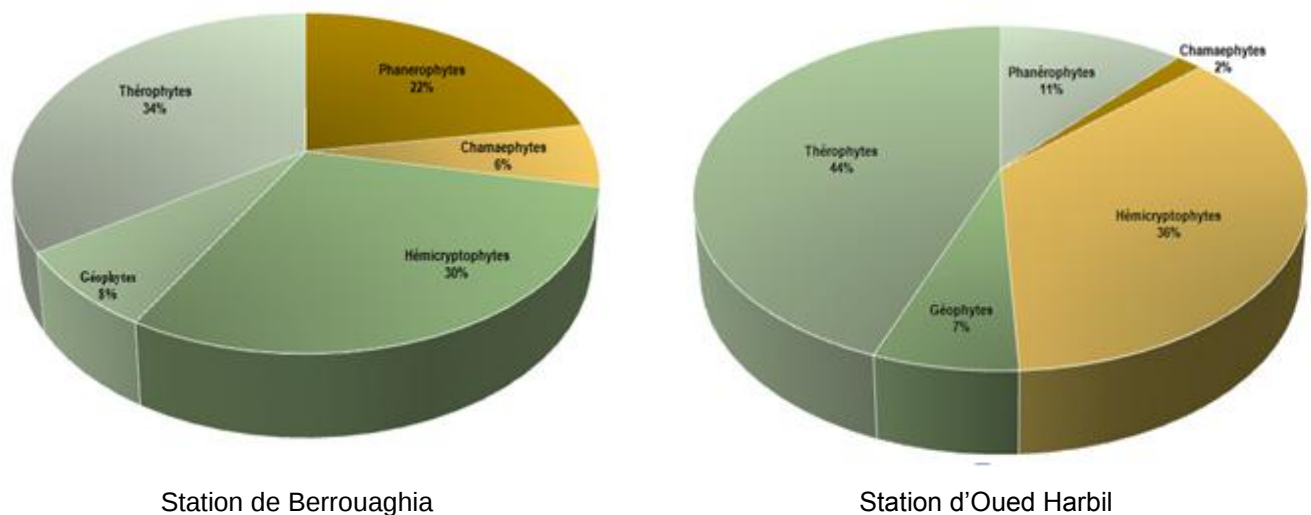


Figure III.4 : Spectre biologique brut des deux stations d'étude.

III.1.2.2. Types phytogéographiques :

L'élément phytogéographique correspond à « l'expression floristique et phytosociologique d'un territoire étendu bien défini ; il englobe les espèces et les

collectivités phytogéographiques caractéristiques d'une région ou d'un domaine déterminé [255, 256].

Le Tableau III.3 et la figure III.5 indiquent la succession comparée des éléments phytogéographiques au sein des deux stations Berrouaghia et Oued Harbil.

Tableau III.3. Répartition des types biogéographiques de Berrouaghia d'Oued Harbil.

Types biogéographiques	Station de Berrouaghia		Station d'Oued Harbil	
	Nombre	(%)	Nombre	(%)
Méditerranéen	47	72,05	42	68.85
Euras-Méditerranéen	4	5,88	9	14.75
Endémique	8	11,76	4	6,55
Sténo-méditerranéen	2	2,94	6	/
Régional	2	2,94	/	/
Polytropical	1	1,47	/	/
Siérienne-urasie	1	1,47	/	/
Eurasiatique	1	1,47	/	/
Cosmopolite	/	/	6	9.83

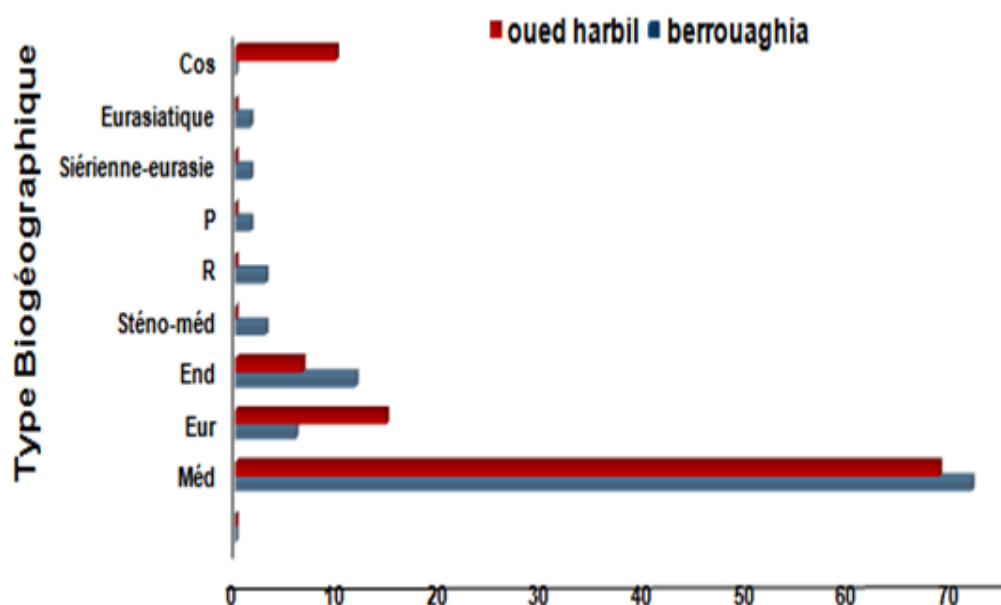


Figure III.5 : Répartition des types phytogéographiques des stations de Berrouaghia et d'Oued Harbil

On remarque la dominance des espèces de type biogéographique méditerranéen dans les deux stations d'étude (la station de Berrouaghia avec

72.05% et la station d'Oued Harbil avec 68.85%. L'élément Endémique vient en 2^{ème} position avec 11.76% pour la station de Berrouaghia, mais pour la station d'Oued Harbil, il se place en dernière position avec 6,55%. L'élément Euras-Méditerranéen constitue 5.88% pour la station de Berrouaghia contre 14.75% pour la station d'Oued Harbil. Le type biogéographique Cosmopolite représente 9.83% pour la station de d'Oued Harbil. Au niveau de la station de Berrouaghia, les éléments phytogéographiques: Régional, Sténo-Med, Sibérienne- Eurasie, Polyropical et Eurasiatique sont aussi présents mais avec un faible pourcentage compris entre 1,47% et 5,88%, mais sont absents dans la station d'Oued Harbil.

Les stations d'étude sont diversifiées sur le plan biogéographique. Leur localisation dans la région méditerranéenne [257] explique la dominance des éléments méditerranéens. Ces types biogéographiques ont une part importante dans l'actuelle flore nord-africaine. D'après QUEZEL(1983 ;1995) [258, 259], la diversité biogéographique de l'Afrique méditerranéenne s'explique par les modifications climatiques subies depuis le Plio-Miocène, ayant entraîné des migrations d'éléments d'origine méridionale qui sont à l'origine de la migration des flores facilitée par le transport sur de longues distances par les vents et les oiseaux, et les modifications du modèle géographique.

III.1. 2. Evaluation quantitative :

Les résultats quantitatifs obtenus pour les deux stations d'étude sont consignés dans le tableau III.4 :

Tableau III.4: Résultats quantitatifs de la diversité floristique des deux stations d'étude.

Indices écologiques	Station de Berrouaghia	Station d'Oued Harbil
Richesse spécifique (S)	68	61
Indice de Shannon (H')	3.15	2.72
Indice d'équitabilité (E)	0.8	0.63
Indice de Sorensen	68,75%	

Du point de vue de la richesse spécifique, la station de Berrouaghia est plus riche en taxons (68 espèces) que la station d'Oued Harbil (61 espèces). Elle est

marquée par la présence des espèces de phanérophytes et de thérophytes, liée à des quantités de pluies élevées qu'au niveau de la station d'Oued Harbil. La diversité floristique dans la station de Berrouaghia est élevée avec une valeur de 3,15 bits, vu sa richesse floristique élevée avec 68 espèces, en comparaison avec celles de la station d'Oued Harbil (2.72 et 61 espèces) L'indice de Shannon (H') augmente avec la richesse spécifique [260, 261].

L'équitabilité est élevée dans la station de Berrouaghia ($E= 0,8$) alors que la station d'Oued Harbil s'est avérée la moins diversifiée ($E= 0,63$). On en déduit le milieu n'est pas spécialisé et donc les individus sont bien répartis au sein des espèces, dans la 1^{ère} station, contrairement à la 2^e station où le milieu est homogène et spécialisé.

L'indice de similitude a permis de faire une comparaison entre les deux sites. Il dépasse 50%, ce qui indique une dynamique moyennement importante de la végétation. Seulement 32% de cette végétation est représenté par des espèces communes et 68,75% correspond à des espèces typiques. Lorsque l'indice de similitude ne dépasse pas 50% en moyenne, le pourcentage des espèces communes est faible ou moyen, ce qui dénote une dynamique de végétation important, [262].

III.1.3. Traitement des données :

Les relevés floristiques en abondance-dominance ont été soumis à une analyse multivariée. Une matrice, de 30 relevés et 96 espèces, a fait l'objet d'une analyse factorielle de Correspondance (AFC), permettant d'individualiser des relevés présentant les mêmes affinités écologiques qui influent sur la répartition des groupements végétaux de la zone d'étude. (Figure III. 6).

Les valeurs propres et les taux d'inertie, relativement élevés pour les 2 premiers axes (axe 1 : 16,99%, axe 2 15,99%) deviennent faibles et constantes à partir du troisième axe. Les deux premiers axes ont donc été pris en considération. Le plan factoriel 1/2 met en évidence trois groupes de relevés distincts (I, II et III).

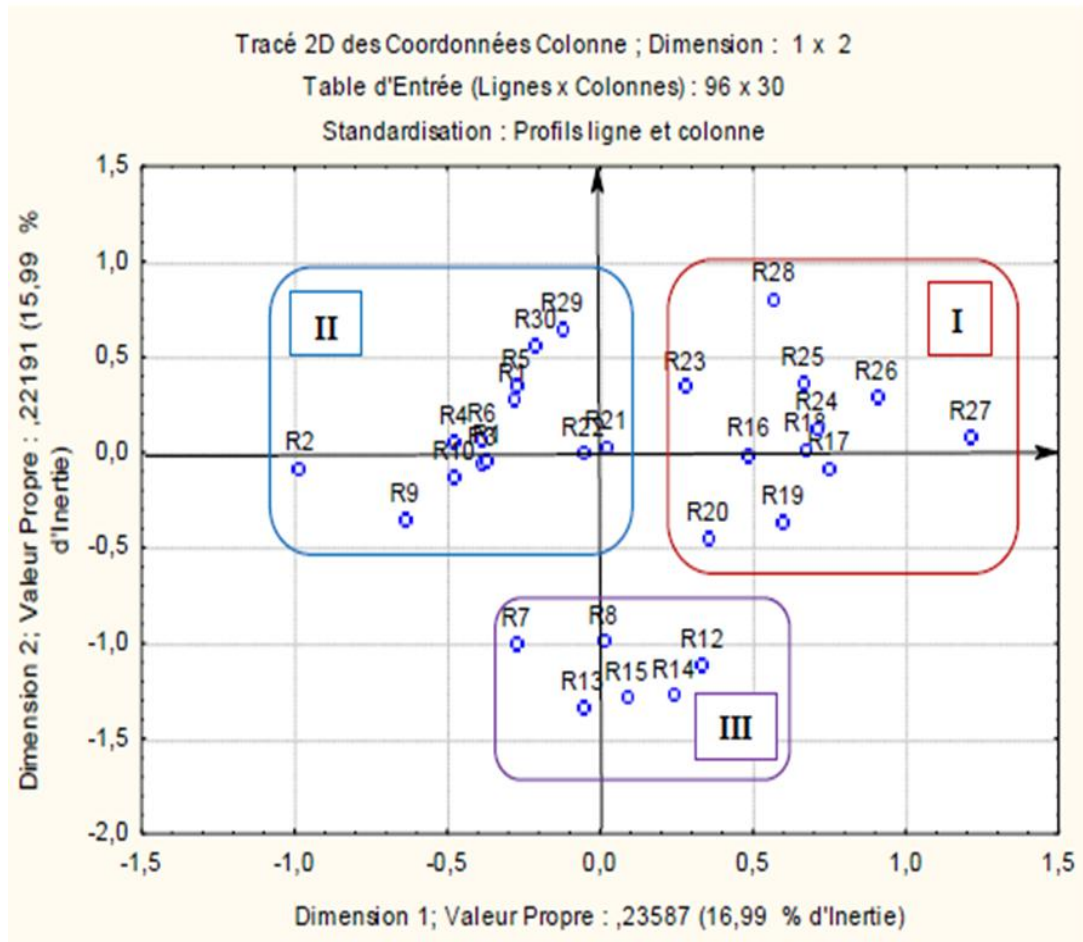


Figure III.6 : Analyse factorielle de correspondance (AFC) des relevés floristiques des deux stations d'étude : (Projection des variables sur les Plans factoriels 1-2).

Le groupe I, localisé sur le côté positif de l'axe 1 (valeurs propres: 0,23587 et taux d'inertie: 16,99%), est caractérisé par un nombre d'espèces variant de 30 à 45 espèces par relevé. Il se compose de 11 relevés (R16, R17, R18, R19, R20, R23, R24, R25, R26, R27 et R28) dominés par *Pistacia atlantica Desf* qui ont été réalisés dans la station de Berrouaghia, à une altitude comprise entre 950 et 1130 m. La pente est élevée (15-30%) sauf pour le relevé 16 où elle est relativement faible (5%). Le recouvrement global de la végétation y varie de 60 à 75%. Ces formations végétales présentent un faible taux de la litière (5-10%), et un taux élevé d'éléments grossiers (20%- 40%). La strate arbustive comprend des espèces indicatrices d'un sol profond, frais et riche en matière organique [263], caractérisant un milieu sylvatique [249]. C'est le cas des espèces *Pistacia atlantica*, *Quercus ilex*, *Quercus suber*, *Ziziphus lotus*, *Olea europea* et *Juniperus oxycedrus europea*.

Pour la strate herbacée, nous remarquons la présence de la majorité des Asteraceae et Poaceae qui sont des espèces relativement exigeantes en stabilité et fertilité du sol comme *Carex hispida*, *Erodium triangulare*, *Hordeum murinum*, *Phalaris canariensis*, *Schismus barbatus*, *Calicotome spinosa*, *Eryngium triquetum*, Il regroupe des annuelles *Eruca vesicaria* (post culturale), *Schismus barbatus* et *Filago spathulata* qui sont connues comme rudérales et de dégradation (surpâturage) [264] et liées aux limons [265].

D'après OZENDA (1982) [219], *Plantago albicans* est une espèce fréquente dans les zones sableuses consolidées mais DJEBAILI (1984) [266], mentionne cette espèce dans l'alliance *Artemisia herba alba* et *Plantago albicans*, colonisant les dépressions non salées et les sols généralement limoneux. L'espèce *Ferula communis* est fréquente en sol très bien drainé, fertile, ou même calcaire, caillouteux, sableux et pauvre [267].

Il est à noter la présence des espèces de matorral telles que: *Chamaerops humilis*, *Allium tricoccum*, *Centaurea moroccana*, *Bromus rubens*, *Anagalis arvensis*, *Erodium triangulare*, *Daucus carota* qui sont à leur tour envahis par des espèces steppiques (*Medicago arabica*, *Médicago littoris*, *Plantago albicans*, *Borago officinalis*, *Avena sterilis*, *Tetraclinis articulata*, *Paronychia argentea*),

L'infiltration des espèces de pâturages arides et désertiques est marquée par la présence de *Asphodelus microcarpus*, espèce cultigène des forêts et terrains à pâturages [257], et rudérale des surpâturages [264]. L'espèce *Herniaria hirsuta* est liée à une tendance steppique, milieux ouverts et nitrophiles [249], *Medicago arabica*, *Medicago littoris* et ainsi, l'influence du surpâturage est marquée par la présence d'*Asphodelus microcarpus*.

Ce groupe est caractérisé surtout par des thérophytes qui assez exigeant en eau telles que *Alyssum alyssoides*, *Anagalis arvensis*, *Andryala intergrifolia*, *Atractylis cancellata*, *Avena sterilis*, *Borago officinalis*, *Calendula officinalis*, *Carthamus lanatus*, *Erodium triangulare*, *Eryngium triquetum*, *Filago spathulata*, *Herniaria hirsuta*, *Leontodon hispidulus*, *Malva parviflora*, *Medicago polymorpha*, *Medicago arabica*, *Medicago littoralis* et *Phalaris canariensis*

Le groupe II, localisé sur la partie négative de l'axe 1, est marqué par l'absence des phanérophytes. Il comprend 13 relevés (R1, R2, R3, R4, R5, R6, R9, R10, R11, R21, R22, R28 et R30). Ces relevés sont réalisés dans la station d'Oued Harbil, dominés par *Pistacia lentiscus* à une altitude moyenne, estimée entre 440 à 511 m. La pente est moyennement élevée (10-25%) sauf pour le relevé 12 où elle est relativement faible (5%). Le recouvrement global de la végétation est égal en moyenne à 85% indiquant que *Pistacia lentiscus* présente un houppier très étalé, avec un diamètre du houppier de 8,5m enregistrée comme la plus grande valeur. La litière ne dépassant guère les 8%, et un taux faible d'éléments grossiers (8%-15%), mais le nombre total des espèces y est élevé de (45 à 55 espèces par relevé notamment pour les relevés 1,5, 6, 11 et 10).

Le groupe III, localisé sur la partie négative de l'axe 2, rassemble 6 relevés (R7, R8, R12, R13, R14 et R15) ; réalisés dans la station d'Oued Harbil avec une altitude moyenne de 490m, dominé par l'espèce *Pistacia lentiscus* sur des pentes moyennes (10 à 25%), accompagné d'un recouvrement moyen de la végétation variant de 40% à 55% et un taux de la litière relativement moyen ne dépassant pas 20%. Ce groupe est caractérisé par un nombre d'espèces faible par relevé de 11 à 17 espèces. Parmi les espèces les plus fréquentes, on retrouve notamment : *Allium tricoccum*, *Chamaerops humilis*, *Matricaria chamomilla*, *Olea europaea*, *Phalaris canariensis*, *Plantago albicans*, *Plantago coronopus*, *Plantago lagopus*, *Sinapis alba*, *Sinapis arvensis* et *Trigonella anguina*. Enfin, la végétation de ce groupe est dominée par les hémicryptophytes et les thérophytes.

Sur le côté positif de l'axe 2 (valeurs propres : 0,22191 et taux d'inertie: 15,99), on retrouve les **groupes I et II** qui rassemblent les relevés caractérisés par un recouvrement global de la végétation élevé (65% à 85%) et un cortège floristique par relevé important (45 à 65 espèces par relevé), où on note la présence des phanérophytes comme : *Pistacia atlantica*, *Pistacia lentiscus*, *Quercus ilex*, *Quercus suber*, *Olea europea*, *Ziziphus lotus* et *Juniperus oxycedrus*.

D'après les contributions relatives des espèces à la formation des axes factoriels nous pouvons affirmer que :

L'axe 1 regroupe les espèces selon leur exigence en humidité, fertilité et stabilité du sol. Sur le côté négatif, *Pistacia lentiscus* crée un microclimat relativement doux sous l'ombre, favorable à l'installation des Thérophytes. Cette espèce se développe plus latéralement qu'horizontalement avec un feuillage dense. Sur le côté positif, *Pistacia atlantica* pousse plutôt en hauteur qu'en largeur ; ainsi, le facteur écologique de l'altitude joue un rôle déterminant. C'est l'une des formes adaptatives des espèces pour survivre dans des milieux très durs, où la compétition pour la lumière et les ressources impose une architecture végétative particulière. L'axe 2 montre un aspect physionomique où la présence des arbres (*Pistacia atlantica*, *Olea europea*, *Quercus ilex*, *Quercus suber*, *Juniperus oxycedrus*), avec un recouvrement global de la végétation élevé et un nombre des espèces accompagnées important, opposant les arbrisseaux (*Pistacia lentiscus*), à faible recouvrement de la végétation et une faible richesse floristique.

III.1.2. Analyse dendrométrique

L'analyse descriptive des paramètres dendrométriques hauteur et diamètre du houppier est donnée en tenant compte de la relation entre ces paramètres (Tableaux III.5, III.6, III.7, figure III. 9).

III.1.2.1. Etude de la hauteur :

Les paramètres statistiques de la hauteur des arbres des deux espèces *P. atlantica* et *P. lentiscus* au niveau des deux stations étudiées sont consignés dans le tableau III.5. :

Tableau III.5 : Analyse descriptive de la hauteur en mètres de *P. atlantica* et *P. lentiscus* dans les deux stations d'étude.

Paramètres statistiques	<i>P. atlantica</i>		<i>P. lentiscus</i>	
	Berrouaghia (n=7)	Oued Harbil (n=7)	Berrouaghia (n=6)	Oued Harbil (n=8)
Moyenne $\pm$ écartype	10,83 $\pm$ 1,67	11,4 $\pm$ 2,18	2,4 $\pm$ 0,24	2,6 $\pm$ 0,45
Maximum – Minimum	13,83 - 8,99	13,93 - 7,54	2,9 - 2,87	3,57 - 2,07
Coefficient d'asymétrie	0,84	-0,73	1,66	1,19

✓ *Pistacia. Atlantica*

Les deux stations présentent un développement en hauteur de *P. atlantica* important (figure III.9). La station d'Oued Harbil a présenté une hauteur moyenne des arbres plus élevée avec 11,40m, devant celle enregistrée dans la station de Berrouaghia où la hauteur moyenne des arbres est de 10,83m. Les valeurs de hauteur maximale sont similaires : on assiste à une variation comprise entre 13,83 et 13,93 mètres. Les hauteurs minimales de *P. atlantica* varient respectivement de 7,54 à Oued Harbil à 8,99 à Berrouaghia, (tableau III.7).

La valeur du coefficient d'asymétrie est négative (-0,73) au niveau d'Oued Harbil et positive pour la station Berrouaghia (0,84). Les individus suivent une distribution de tendance aplatie avec une faible asymétrie dans la 1^{ère} station ce que ne présente pas une variation significative de la hauteur des arbres. Par contre dans la 2^e station, les hauteurs présentent une variation significative.

✓ *Pistacia. Lentiscus*

Les individus de *P. lentiscus* dans la station d'Oued Harbil présentent une hauteur moyenne relativement plus élevée avec (2,60m) que celle observée pour le pistachier lentisque de la station de Berrouaghia (2,4 m).

Au niveau d'Oued Harbil, on a enregistré une hauteur maximale de 3,75m et une hauteur minimale de 2,07m. Alors que dans la station Berrouaghia, la hauteur des arbres est comprise entre 2,87 et 2,9m. Il apparaît que les pistachiers lentisques présentent un développement en hauteur moyennement important donc appréciable au niveau des deux stations.

Cet état est prévisible car l'eau s'accumule dans ces stations et persiste plus de temps, ce qui a pour conséquence un développement très important des houppiers et des tiges des arbres. Au niveau des dayas où ils sont implantés, les lentisques bénéficient d'un état édaphique favorable comme l'a signalé ABDELKRIM (1992) [119].

Les valeurs positives du coefficient d'asymétrie indiquent une variation significative des hauteurs au niveau des deux stations, (tableau III.6).

III.1.2.2. Etude du diamètre du houppier :

Les paramètres statistiques de la hauteur des arbres des deux espèces *Pistacia atlantica* et *Pistacia lentiscus* au niveau des deux stations étudiées sont consignés dans le tableau III.6.

Tableau III.6 : Analyse descriptive du diamètre (m) du houppier de *P. atlantica* et *P. lentiscus*

Paramètres statistiques	<i>P. atlantica</i>		<i>P. lentiscus</i>	
	Berrouaghia (n=7)	Oued Harbil (n=7)	Berrouaghia (n=6)	Oued Harbil (n=8)
Moyenne $\pm$ Ecart-type	12,71 $\pm$ 1,82	10,81 $\pm$ 1,28	4,37 $\pm$ 1,78	4,97 $\pm$ 1,38
Maximum – Minimum	15 - 10,4	12,24 - 9	7,3 - 2,58	7,85 - 3,5
Coefficient d'asymétrie	-0,17	-0,32	0,78	1,33

✓ *Pistacia. Atlantica*

Le diamètre moyen du houppier des arbres du pistachier de l'Atlas est plus élevé dans la station de Berrouaghia (12,71m), que celui observé dans la station d'Oued Harbil (10,81m) (tableau III.8). Les valeurs maximales de diamètre concernant les arbres de la station de Berrouaghia indiquent un houppier très étalé du pistachier de l'atlas (15m) par rapport à celui observé dans la station Oued Harbil avec 9m. Les valeurs du coefficient d'asymétrie sont négatives donc les diamètres du houppier présentent une variation non significative au niveau des deux stations étudiées.

✓ *Pistacia. Lentiscus*

L'analyse descriptive globale des diamètres du houppier de *P. lentiscus* L. (tableau III.8), montre des valeurs approximativement égales. Les diamètres varient de 4,37m pour Berrouaghia à 4,97m pour Oued Harbil. Le coefficient d'asymétrie montre une variation significative du diamètre du houppier (coefficients d'asymétrie

positifs) de *P. lentiscus* avec une valeur plus élevée pour la station Oued Harbil de l'ordre de 1,33.

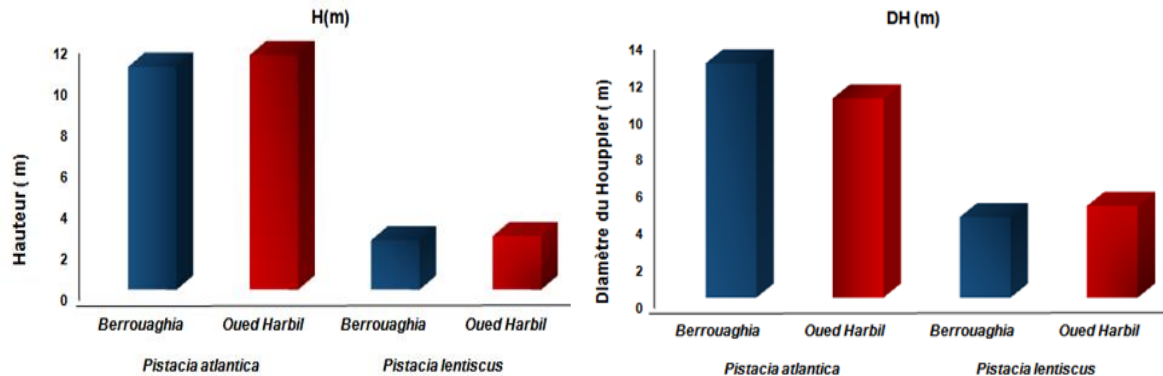


Figure III.7 : La moyenne de la hauteur et du diamètre du houppier de *Pistacia atlantica* et *Pistacia lentiscus* dans les stations étudiées.

III.1.2.3. Analyse de corrélation :

Les résultats de la corrélation entre la hauteur (H) et le diamètre du houppier (HP) des deux espèces de *Pistacia* au niveau des sites d'étude sont mentionnés dans le tableau III.7 :

Tableau III.7 : Corrélation entre les paramètres dendrométriques de *P. atlantica* et *P. lentiscus* dans les stations d'étude.

<i>P. atlantica</i>	Berrouaghia		Oued Harbil	
	H	HP	H	HP
H	1		1	
HP	0,46	1	0,81	1
<i>P. lentiscus</i>	Berrouaghia		Oued Harbil	
	H	HP	H	HP
H	1		1	
HP	0,39	1	0,9	1

HP :diamètre du houppier ; H :hauteur.

Les coefficients de corrélations montrent une corrélation positive entre les deux paramètres dendrométriques H et HP de *P. atlantica* avec une plus faible valeur (0,46) pour la station de Berrouaghia que pour la station Oued Harbil dont la valeur du coefficient de corrélation est plus élevée (0,81). En ce qui concerne *P.*

lentiscus, la station de Berrouaghia enregistre une faible corrélation (0,39) entre les variables hauteur- diamètre houppier, contrairement à la station d'Oued Harbil qui présente une forte corrélation (0,90) entre ces deux paramètres. On peut conclure que ces derniers sont fortement corrélés qu'au niveau de la station d'Oued Harbil pour les deux espèces de pistachier (tableau III.7).

Dans un peuplement fermé, ces deux variables sont évidemment liées biologiquement : la hauteur confère un avantage dans la compétition pour la lumière, ce qui permet à certains arbres d'avoir une meilleure croissance, notamment en termes de diamètre, [268].

La croissance en diamètre est généralement liée aux conditions édaphiques et climatiques ainsi qu'à l'impact des facteurs anthropiques. Par exemple, dans les stations à faible densité, la croissance des arbres est relativement bonne ; cela peut être dû à l'emplacement des arbres dans des sites très favorables, tels que leur présence isolée dans le réseau hydrographique. Ainsi, les pistachiers sont généralement trouvés dans des endroits bien ventilés et ensoleillés, nécessitant un espacement important entre les arbres afin d'éviter la compétition [269].

III.2. Etude phytochimique des extraits des deux espèces de *Pistacia*

Les rendements d'extraction, les teneurs en phénols totaux et en flavonoïdes ont été déterminés à partir des extraits bruts méthanolique et aqueux des différentes parties des deux espèces (L/AFM, L/APM, L/ANM et L/AMM : extraits des feuilles, pédoncules, fruits non matures et fruits matures des deux plantes L : *P. lentiscus* et A : *P. atlantica*).

III.2.1. Détermination des rendements :

Les rendements d'extraction, exprimés en pourcentage (%), correspondent au rapport entre la quantité de substances végétales extraites et la quantité de matériel végétal initialement utilisé.

La variation des rendements en extraits méthanolique (M) et aqueux (A) est hautement significative ($p = 0,000^{***}$) (test Anova, GLM, figure III.8). Cette variation

est principalement influencée par plusieurs facteurs, notamment le type de solvant utilisé, l'organe végétal analysé et l'espèce productrice des extraits.

Les rendements d'extraction de *P. lentiscus* varient entre 20,55 % à 40,4 % et de 12,8 % à 32,35 %, pour *P. atlantica*.

Globalement, l'ANOVA montre que le rendement moyen en extrait est significativement plus élevé pour l'extrait méthanolique (groupe homogène "b") que pour l'extrait aqueux (groupe homogène "a") et notamment pour *P. lentiscus* (groupe homogène "b") en comparaison avec *P. atlantica* (groupe homogène "a") ($p < 0,001$, test ANOVA et test GLM, figure III.10 a, b et d). Cette différence s'explique par la polarité intermédiaire du méthanol, qui permet d'extraire une large gamme de composés, incluant des substances polaires et légèrement apolaires, contrairement à l'eau.

Les rendements varient également en fonction de l'organe végétal analysé, Les rendements en extraits des feuilles (groupe homogène "b") sont significativement plus élevés que ceux des pédoncules et ceux des fruits matures et non matures (groupe homogène "a") ($p < 0,001$, test GLM et Tukey, figure III.10 a et c).

Les rendements obtenus pour l'extrait méthanolique de *P. lentiscus* (LM) des organes LFM, LPM, LNM et LMM sont respectivement de 40,4 %, 25,2 %, 28,72 % et 23,93 %. Pour l'extrait aqueux (LA), les rendements des organes LFA, LPA, LNA et LMA sont respectivement de 26,56 %, 24,57 %, 26,29 % et 20,55 %. Le rendement le plus élevé est observé pour l'extrait méthanolique des feuilles (LFM : 40 % environ). Les valeurs obtenues pour l'extrait méthanolique de *P. atlantica* (AM) des organes AFM, APM, ANM et AMM sont respectivement de 27,5 %, 23,24 %, 15,57 % et 20,17 %. Quant à l'extrait aqueux (AA), les rendements des organes AFA, APA, ANA et LMA sont respectivement de 23,1 %, 20,26 %, 12,8 % et 19,96 %. Le rendement le plus élevé est enregistré pour l'extrait méthanolique des feuilles (AFM), tandis que le rendement le plus faible a concerné l'extrait aqueux des fruits non matures (AFN) de *P. atlantica* (15 %).

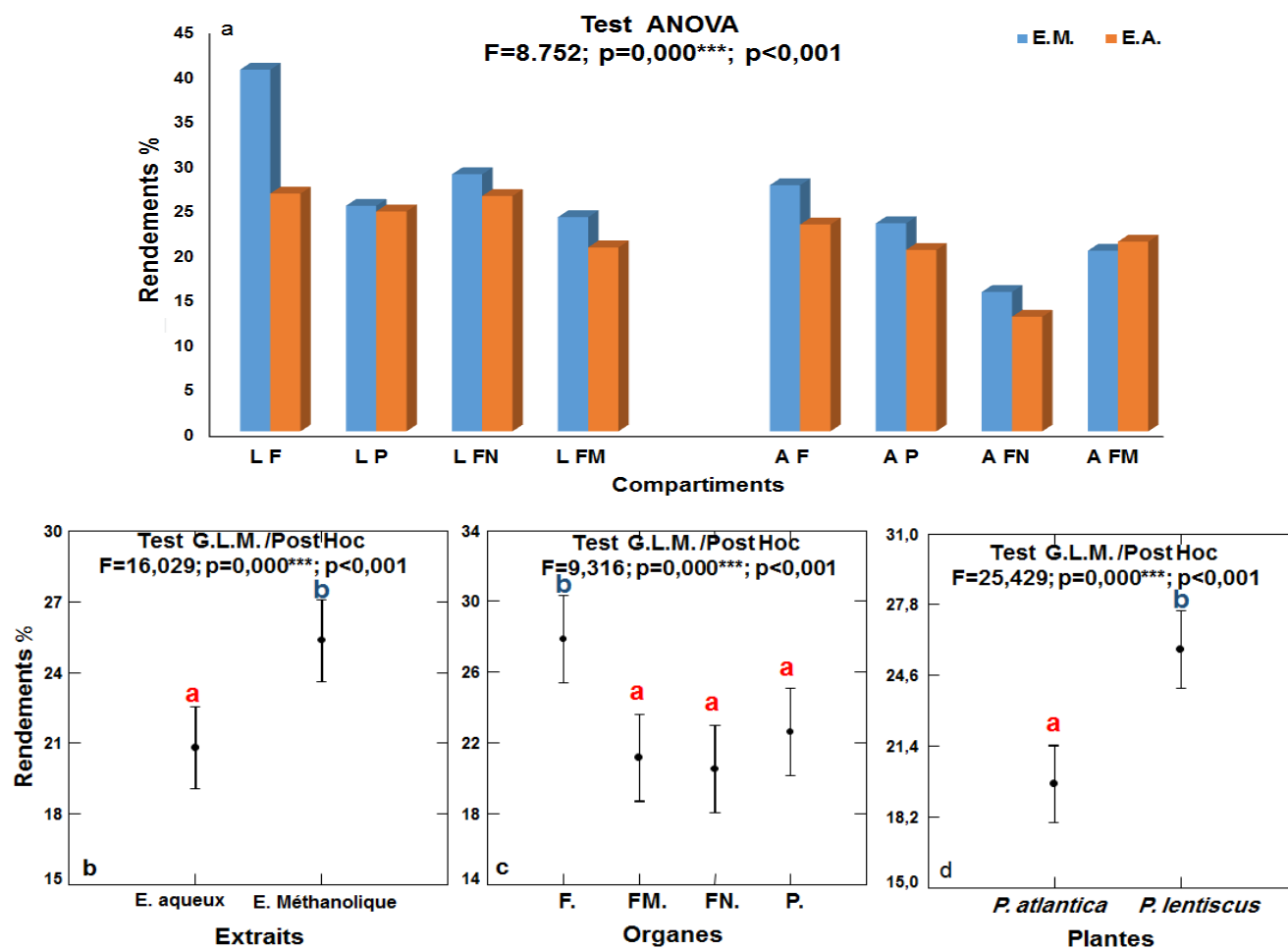


Figure III.8. Rendements de l'extrait méthanolique et aqueux des différentes parties de *Pistacia atlantica* et *Pistacia lentiscus*

E.M. : extrait méthanolique ; E.A. : Extrait aqueux ; LF: lentisque feuille, LP : lentisque pédoncule, LFN : lentisque fruit non mature, LM : lentisque fruit mature; AF : pistachier d'atlas feuille, AP : pistachier d'atlas pédoncule, AFN: pistachier d'atlas fruit non mature , AM : pistachier d'atlas fruit mature, F : feuille, FM : fruit mûr, FN : fruit non mûr, P : pédoncule.

Ainsi, les extraits méthanoliques affichent des rendements plus élevés que les extraits aqueux, confirmant l'influence du solvant sur l'extraction des composés. Par ailleurs, *P. lentiscus* se distingue par de meilleurs rendements par rapport à *P. atlantica*.

Des rendements similaires ont été rapportés par d'autres chercheurs sur diverses espèces du genre *Pistacia*, notamment *P. lentiscus* et *P. atlantica*. Nos résultats concernant le rendement de l'extrait méthanolique des feuilles de *P. lentiscus* sont comparables à ceux de BAROUUCHI *et al.* (2020) [270], qui ont rapporté un rendement de 39,67 %, ainsi qu'aux résultats obtenus pour l'extrait aqueux de cette même espèce, évalué à 24,69 %. En revanche, nos résultats montrent des rendements d'extraction supérieurs à ceux rapportés par ZITOUNI *et al.* (2016) [271], qui ont obtenu un rendement de 28,5 % pour l'extrait méthanolique des feuilles et de 13,36 % pour celui des fruits. De même, selon MAALEI *et al.* (2021) [272], le rendement de l'extrait méthanolique des feuilles était de 23,5 %, une valeur inférieure à celle observée dans notre étude. Les résultats de REZAIE *et al.* (2015) [273] indiquent des rendements de 13,48 % et 17,62 % pour les extraits méthanoliques et aqueux des fruits, respectivement, ce qui concorde parfaitement avec nos observations. En revanche, les travaux de BELYAGOUBI *et al.* (2016) [274] et BENHAMMOU *et al.* (2014) [275] ont révélé des rendements plus élevés pour les extraits méthanoliques des fruits de *P. atlantica*, atteignant respectivement 36,40 % et 33,43 %, soit des valeurs supérieures à celles obtenues dans notre étude (20,17 %).

Par ailleurs, il a été démontré que la majorité des composés bioactifs se concentrent dans les extraits les plus polaires [276]. La solubilité des composés phénoliques est régie par leur structure chimique, qui peut aller de structure simple à des polymères complexes [277]. Elle dépend également de la polarité des solvants et de la méthode d'extraction utilisée [278] ; [275] ; [279] ; [280].

Selon ALOTHMAN *et al.* (2009) [281], l'extraction des composés phénoliques est fortement influencée par leur solubilité dans le solvant utilisé, la polarité jouant un rôle clé dans l'amélioration de cette solubilité. De même, Cacace et MAZZA (2001) [282] ont montré que la température peut impacter l'extraction en modifiant

le coefficient de diffusion ou la solubilité des composés dans le solvant. L'ajout d'eau aux solvants organiques peut également accroître la solubilité des polyphénols [283]. D'autres études ont souligné que les solvants polaires ou modérément polaires, lorsqu'ils sont utilisés en macération prolongée, permettent d'obtenir de meilleurs rendements. Cette polarité favorise la pénétration du solvant dans la matrice végétale et facilite ainsi la libération des composés bioactifs [284 ; 285]. Notons également que les travaux de ces chercheurs reposaient sur une extraction solide-liquide, une approche également adoptée dans notre étude pour obtenir les différents extraits des deux espèces étudiées.

Les méthodes d'extraction des plantes médicinales jouent un rôle fondamental dans la qualité et la quantité des principes actifs extraits [286]. Les variations observées entre nos rendements et ceux rapportés dans d'autres études peuvent s'expliquer par plusieurs facteurs, notamment la partie de la plante utilisée, les conditions expérimentales des protocoles appliqués et, surtout, le choix du solvant de macération. Ce dernier est probablement l'un des principaux éléments influençant ces différences, car la solubilité des principes actifs varie en fonction du solvant utilisé.

III.2.2. Teneur en poly phénols totaux

Les résultats de l'estimation quantitative de la teneur en polyphénols des extraits de *P. atlantica* et *P. lentiscus* dans les différentes parties de la plante sont représentés par la figure III.11. Les valeurs sont exprimés en termes d'équivalent acide gallique à l'aide de l'équation du courbe étalonnage $y = 7.0263x - 0.0031$, $R^2 = 0.9999$, (voir l'Annexe n°02).

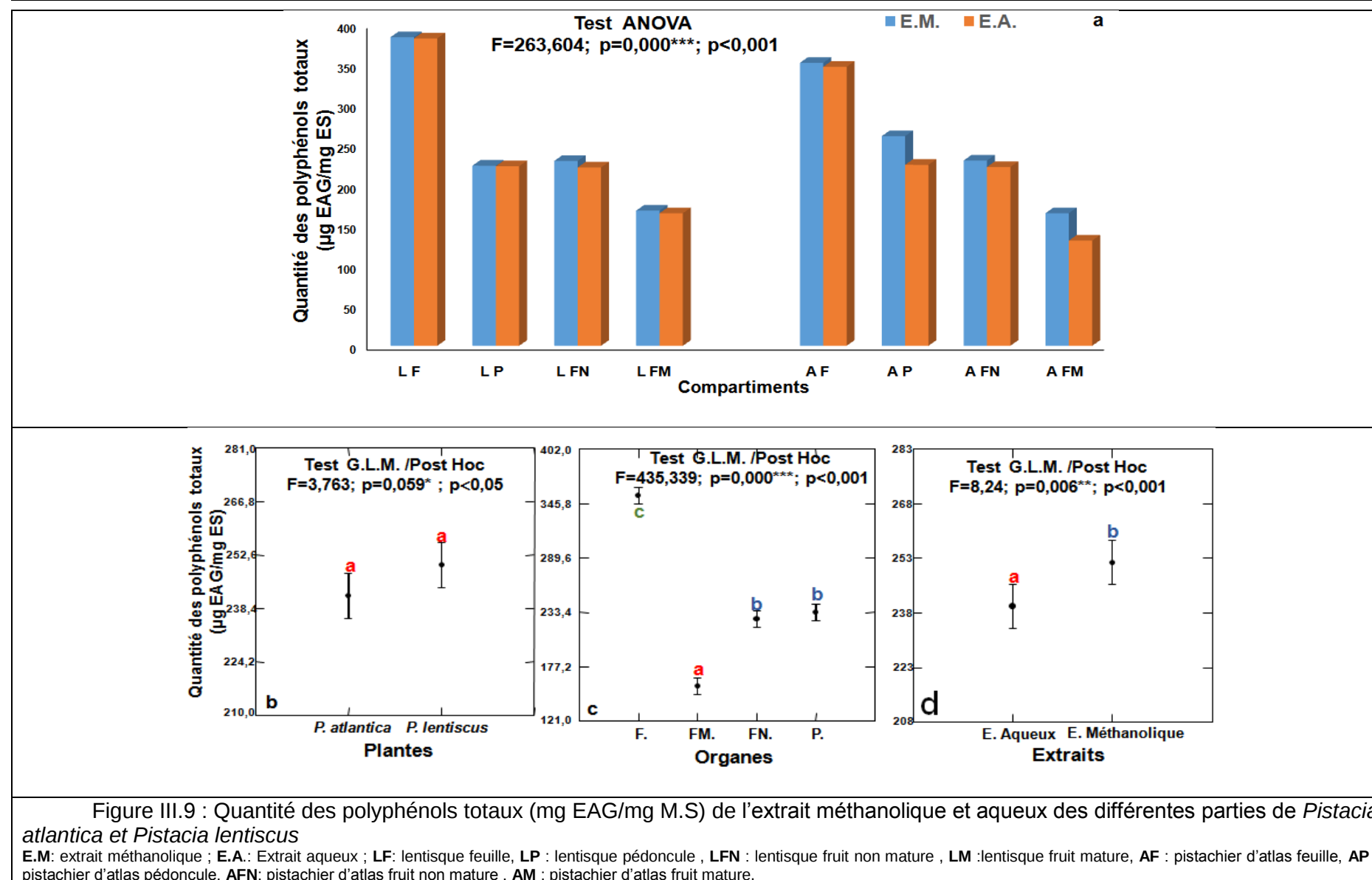
L'analyse des phénols totaux révèle une teneur plus élevée observée dans l'extrait méthanolique des feuilles de *P. lentiscus* (EMLF), atteignant $384,07 \pm 3,24$ mg EqAG/mg d'extrait. En revanche, la teneur la plus faible est enregistrée dans l'extrait aqueux des fruits matures de *P. atlantica* (EAAF), avec $130,93 \pm 4,12$ mg EqAG/mg d'extrait.

Concernant *P. atlantica*, les extraits méthanoliques et aqueux des feuilles (EMAF et EAAF) affichent les teneurs en polyphénols les plus élevées, avec $352,1 \pm 0,57$ mg EAG/mg d'extrait et $347,2 \pm 0,00$ mg EAG/mg d'extrait, respectivement.

Ils sont suivis par les extraits méthanoliques des pédoncules (EMAP: $260,86 \pm 1,31$), des fruits non matures (EMAFN: $230,53 \pm 0,37$) ainsi que les extraits aqueux des pédoncules (EAAP: $225,16 \pm 2,81$) et des fruits non matures (EAAFN: $222,53 \pm 7,58$) en mg EAG/mg d'extrait. Les extraits méthanoliques et aqueux des fruits matures (EMAFM et EAAFM) présentent les teneurs les plus faibles, avec $165,00 \pm 11,45$ et $130,93 \pm 4,12$ µg EAG/mg d'extrait, respectivement (Figure III.8).

Pour *P. lentiscus*, les extraits méthanolique et aqueux des feuilles (EMLF et EALF) se distinguent par les concentrations les plus élevées en polyphénols, atteignant $384,05 \pm 8,21$ et $382,53 \pm 6,70$ µg EAG/mg d'extrait, respectivement. Viennent ensuite les extraits méthanoliques des fruits non matures (EMLFN: $230,53 \pm 2,31$), des pédoncules (EMLP: $224,13 \pm 12,24$), ainsi que les extraits aqueux des pédoncules (EALP: $223,7 \pm 7,37$) et des fruits non matures (EALFN: $221,93 \pm 3,21$) en µg EAG/mg d'extrait. Les concentrations les plus faibles sont observées dans les extraits méthanolique et aqueux des fruits matures (EMLFM et EALFM), avec $168,07 \pm 11,95$ et $164,97 \pm 8,39$ mg EAG/mg d'extrait, respectivement (Figure III.11).

La classification des extraits en fonction de leur teneur en polyphénols suit l'ordre suivant : EMLF > EALF > EMAF > EAAF > EMAP > EMAFN > EMLFN > EAAP > EMLP > EALP > EAAFN > EALFN > EMLFM > EMAFM > EALFM > EAAFM.



III.2.3. Teneur en flavonoïdes totaux

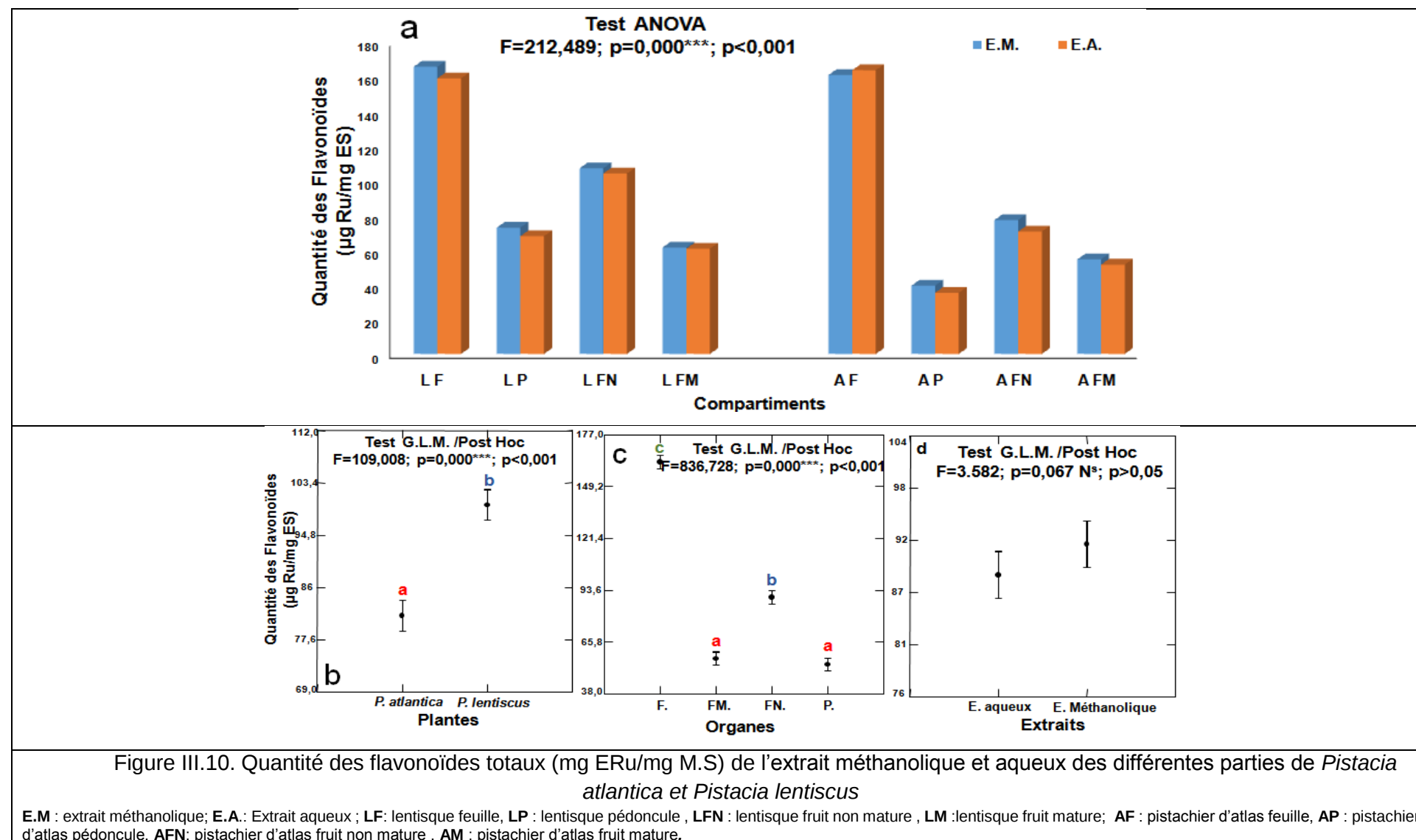
Les résultats du dosage des flavonoïdes totaux des extraits respectifs des deux plantes sont exprimés en microgrammes d'équivalent de rutine par gramme d'extrait (mg Eq Ru/mg d'extrait) en utilisant l'équation de la droite de la courbe d'étalonnage de la rutine obtenue $y = 0.04x + 0.001$, $R^2 = 0.9999$, garantissant la fiabilité des mesures (Annexe n°02).

L'extrait méthanolique des feuilles de *P. lentiscus* (EMLF) présente une teneur plus élevée ($165,6 \pm 0,00 \mu\text{g Eq Ru/g d'extrait}$), que celle plus faible ($35,26 \pm 4,37 \text{ mg Eq Ru/mg d'extrait}$) de l'extrait aqueux des pédoncules de *P. atlantica* (EAAP), (figure III.12).

Pour *P. lentiscus* les extraits méthanolique et aqueux des feuilles (EMLF et EALF) sont les plus riches en flavonoïdes, avec des teneurs respectives de $165,6 \pm 0,00$ et $158,92 \pm 2,34 \text{ mg Eq Ru/mg d'extrait}$. Ils sont suivis par les extraits méthanolique et aqueux des fruits non matures (EMLFN et EALFN), avec $107,04 \pm 6,44$ et $104,04 \pm 4,66 \text{ mg Eq Ru/mg d'extrait}$. Les extraits méthanolique et aqueux des pédoncules (EMLP et EALP), ainsi que ceux des fruits matures (EMLFM et EALFM), affichent des concentrations plus faibles, respectivement de $72,8 \pm 5,88$, $67,04 \pm 9,05$, $61,38 \pm 5,71$ et $60,69 \pm 2,49 \text{ mg Eq Ru/mg d'extrait}$, (figure III.10).

Concernant *P. Atlantica*, les extraits aqueux et méthanolique des feuilles (EAAF et EMAF) présentent les plus fortes teneurs en flavonoïdes, atteignant respectivement $163,6 \pm 0,00$ et $160,86 \pm 0,57 \text{ mg Eq Ru/mg d'extrait}$. Ils sont suivis par les extraits méthanolique et aqueux des fruits non matures (EMAFN et EAAFN), avec des valeurs de $77,2 \pm 0,38$ et $70,55 \pm 3,58 \text{ mg Eq Ru/mg d'extrait}$. Les concentrations les plus faibles sont observées dans les extraits méthanolique et aqueux des fruits matures (EMAFM et EAAFM), ainsi que dans ceux des pédoncules (EMAP et EAAP), avec des teneurs respectives de $54,54 \pm 6,45$, $51,5 \pm 4,13$, $39,38 \pm 1,32$ et $35,26 \pm 2,82 \text{ mg Eq Ru/mg d'extrait}$, (figure III.12).

La classification des extraits en fonction de leur teneur en flavonoïdes suit l'ordre suivant : EMLF > EAAF > EMAF > EALF > EMLFN > EALFN > EMAFN > EMLP > EAAFN > EALP > EMLFM > EALFM > EMAFM > EAAFM > EMAP > EAAP.



❖ Discussion:

L'étude phytochimique des extraits de *P. atlantica* et *P. lentiscus* a mis en évidence la richesse de ces deux plantes en composés phénoliques, notamment les flavonoïdes et les acides phénoliques. Les teneurs en composés phénoliques, des extraits des deux espèces de *Pistacia* varient selon un ordre décroissant de leur teneur en polyphénols : EMLF > EALF > EMAF > EAAF > EMAP > EMAFN > EMLFN > EAAP > EMLP > EALP > EAAFN > EALFN > EMLFM > EMAFM > EALFM > EAAFM. De même, les extraits ont montré des variations de leur teneur en flavonoïdes, classés dans l'ordre suivant : EMLF > EAAF > EMAF > EALF > EMLFN > EALFN > EMAFN > EMLP > EAAFN > EALP > EMLFM > EALFM > EMAFM > EAAFM > EMAP > EAAP.

Les dosages des polyphénols totaux et des flavonoïdes pour *P. lentiscus* révèlent que l'extrait méthanolique des feuilles contient respectivement $384,07 \pm 3,24$ mg EqAG/mg d'extrait et $165,6 \pm 0,00$ mg Eq Ru/mg d'extrait. Ces résultats sont en accord, partiellement ou totalement, avec ceux rapportés par diverses études antérieures [270, 287, 288, 271]. Comparativement, la teneur en polyphénols obtenue dans notre étude est plus élevée que celle rapportée par YEMMEN (2017) [288], qui a estimé ces composés à 124,1 mg GAE/g DW pour les feuilles, 45,5 mg GAE/g DW pour les fruits et 12,3 mg GAE/g DW pour les tiges. En revanche, les travaux de ZITOUNI *et al.* (2016) [271] et MEHENNI *et al.* (2016) [287] ont mis en évidence des quantités plus élevées de composés phénoliques totaux dans les feuilles de cette espèce, atteignant respectivement 588 mg GAE/g et $517,512 \pm 5,53$ mg C Eq/g, ainsi que dans les extraits bruts de fruits ($254,9 \pm 5,04$ mg C Eq/g).

Concernant les flavonoïdes, les valeurs obtenues pour les feuilles sont proches de celles rapportées par MEHENNI *et al.* (2016) [287], qui a trouvé une concentration de $108,67 \pm 0,5$ mg R Eq/g. Cependant, ZITOUNI *et al.* (2016) [271] ont observé des concentrations plus faibles en flavonoïdes pour différentes parties de *P. lentiscus*, avec des teneurs de $19,162 \pm 0,436$ mg R Eq/g pour les feuilles, $16,788 \pm 0,733$ mg R Eq/g pour les tiges, $4,696 \pm 0,329$ mg R Eq/g pour les fruits et $4,287 \pm 0,106$ mg R Eq/g pour les racines. Une étude menée par ZAOUALI *et al.* (2018) [289] a également révélé des teneurs en flavonoïdes variables selon les parties de la plante, avec des valeurs de 9,1 mg R Eq/g pour les fruits non matures et 4,5 mg R Eq/g pour les fruits matures.

HRRMAN (1988) [290] a mis en évidence l'influence des conditions lumineuses sur la biosynthèse des flavonols et des flavones, ce qui expliquerait leur accumulation plus importante dans les feuilles par rapport aux autres parties de la plante.

Par ailleurs, l'analyse des polyphénols totaux et des flavonoïdes révèle que l'extrait méthanolique des feuilles de *Pistacia atlantica* présente les concentrations les plus élevées en ces composés, atteignant $352,1 \pm 0,57$ µg EAG/mg d'extrait pour les polyphénols et $163,6 \pm 0,00$ µg Eq Ru/g pour les flavonoïdes. Cette teneur élevée confirme la richesse de *P. atlantica* en composés bioactifs.

Des études antérieures corroborent ces résultats. TOUL et al (2017) [291] ont rapporté que les extraits de feuilles et de bourgeons de *P. atlantica* présentaient des teneurs phénoliques respectivement de $255,79 \pm 4,73$ et $233,95 \pm 6,20$ mg GAE/g DM. PEKACAR et al (2022)[292] ont, quant à eux, trouvé des concentrations respectives de polyphénols et de flavonoïdes de $337,9 \pm 3,50$ mg EAG/g et $16,49 \pm 3,00$ mg EQ/g dans l'extrait méthanolique des feuilles. De plus, DALVAND et al. (2024) [293] ont observé une teneur en polyphénols de $723,3750 \pm 102,49957$ mg GAE/100 g d'extrait et une teneur en flavonoïdes de $5,0485 \pm 0,60374$ mg QE/100 g d'extrait sec de *P. atlantica*. AHMAD et al (2023) [294] ont également confirmé la richesse des feuilles de cette espèce en composés phénoliques, rapportant une teneur totale de 307,057 mg GAE/g dans les extraits méthanoliques et une teneur en flavonoïdes de 101,483 mg/g.

Par ailleurs, nos résultats révèlent une différence significative entre les fruits matures et immatures, ces derniers présentant des concentrations plus élevées en polyphénols, tant pour *P. lentiscus* que pour *P. atlantica*. Cette observation est en accord avec l'étude de GUENANE et al. (2017) [295], qui a montré que les teneurs en polyphénols totaux dans les fruits immatures et matures de *P. atlantica* variaient entre 17,89 et 61,96 mg EAG/mg MS. Comparativement, nos résultats indiquent des concentrations plus élevées. Cette différence pourrait s'expliquer par la diminution progressive des polyphénols et flavonoïdes au cours de la maturation, au profit des anthocyanines, un phénomène déjà rapporté dans d'autres études, notamment par BALLISTRERI et al. (2009) [296].

La teneur totale en polyphénols varie également en fonction de la partie de la plante. Plusieurs études ont révélé que les feuilles contiennent des concentrations significativement plus élevées en polyphénols que les racines, les tiges et les fruits

[271] ; [270] ; [289]. De plus, les flavonoïdes sont particulièrement abondants dans les feuilles de *Pistacia lentiscus* [271].

Le choix du solvant d'extraction autant que sa polarité, joue un rôle crucial dans la variation des quantités de polyphénols extraits [297] ; [298] ; [299], [300]. Comparée aux extraits aqueux, l'extraction au méthanol permet d'obtenir des concentrations plus élevées en polyphénols et flavonoïdes, [299] ; [271] ; [09] ; [301] ; [302]. En effet, le méthanol est reconnu comme un solvant particulièrement efficace pour l'extraction des composés bioactifs des plantes. Par ailleurs, la distribution des métabolites secondaires au sein des organes végétaux est hétérogène et fluctue en fonction de leur rôle biologique, comme l'ont démontré plusieurs recherches [303] [291]. Ainsi, la variation significative observée dans la composition et la concentration des composés phénoliques résulte de divers facteurs, tels que l'espèce végétale, les conditions environnementales, la partie de la plante analysée, le stade de maturité, ainsi que les techniques et solvants utilisés pour l'extraction.

En conclusion, nos résultats corroborent largement les données de la littérature tout en révélant des différences marquées, susceptibles d'être liées à des variations environnementales, génétiques ou méthodologiques. Ces divergences chimiques entre *Pistacia atlantica* et *Pistacia lentiscus* traduisent des adaptations spécifiques et soulignent le potentiel de ces espèces en tant que sources prometteuses de composés bioactifs.

III.3. Evaluation des activités biologiques

III.3.1.1. Activité antibactérienne :

Il a été rapporté que la méthode de diffusion sur disque et la mesure des CMI sont les plus utilisées pour l'étude de l'activité antibactérienne des substances naturelles des extraits des plantes médicinales [304].

L'activité antibactérienne a été évaluée à partir des extraits méthanolique et aqueux des différentes organes des deux espèces de *Pistacia* vis-à-vis de six souches bactériennes (Gram- et Gram+) afin de déterminer leur potentiel bioactif. Les résultats des diamètres d'inhibition des différents extraits de *P. lentiscus* sur les souches fongiques testés sont présentés dans les tableaux III.8, III.9, III.10 et III.11.

III.3.1.1. Activité antibactérienne des extraits des différentes parties de *P. lentiscus*:

Les résultats des tableaux III.8 et III.9 révèlent une variation significative des diamètres des zones d'inhibition (allant de 9 à 29,67 mm) en fonction des souches bactériennes, des extraits testés (méthanolique ou aqueux), de la concentration et de l'organe de *P. lentiscus* utilisé.

Globalement, les extraits méthanoliques ont montré la meilleure activité inhibitrice par rapport aux extraits aqueux sur la majorité des souches testées (tableaux III.8 et III.9). Une diminution de la concentration de ces extraits entraîne une réduction significative du diamètre de la zone d'inhibition, indiquant un effet dose-dépendant ($P < 1\%$).

Concernant *Staphylococcus aureus*, à la concentration de 500 mg/ml, l'extrait méthanolique des pédoncules, des feuilles, des fruits non mûrs et des fruits mûrs induit des zones d'inhibition respectives de $22,33 \pm 1,247$ mm, $20,67 \pm 1,247$ mm, $17,00 \pm 2,449$ mm et $14,00 \pm 0,816$ mm. Les CMI (concentration minimale inhibitrice) des extraits méthanoliques des pédoncules et des feuilles sont de 31,5 mg/ml, tandis que celles des extraits des fruits non mûrs et celles des fruits mûrs sont supérieures ou égales à 62,5 mg/ml, indiquant une activité plus faible contre cette souche bactérienne (Tableau III.9).

Tableau III.8: Diamètre des zones d'inhibition des extraits méthanoliques des différents organes de *P. lentiscus* vis-à-vis des six souches bactériennes de référence.

Extraits	Concentration (µg/ml)	Diamètre d'inhibition (mm)					
		<i>S. aureus</i>	<i>S. epidermidis</i>	<i>B. subtilis</i>	<i>P. aeruginosa</i>	<i>S. thyphimurium</i>	<i>E. coli</i>
EMLF	500	17,00 ± 2,449	29,67 ± 2,494	19,67 ± 1,700	22,67 ± 0,943	20,67 ± 2,357	20,00 ± 2,449
	250	14,67 ± 1,700	26,00 ± 0,816	16,67 ± 1,247	17,00 ± 2,160	17,00 ± 3,266	15,33 ± 0,943
	125	11,33 ± 0,471	19,67 ± 1,247	13,33 ± 0,471	15,33 ± 1,247	18,67 ± 1,886	10,67 ± 1,247
	62.5	10,00 ± 0,816	15,00 ± 1,633	12,67 ± 1,247	15,00 ± 2,160	13,67 ± 3,091	9,33 ± 0,471
EMLP	500	22,33 ± 1,247	21,00 ± 0,816	18,00 ± 1,633	25,33 ± 1,247	/	17,67 ± 1,247
	250	18,33 ± 0,943	19,00 ± 0,816	16,00 ± 0,816	21,00 ± 2,160	/	13,00 ± 1,414
	125	17,33 ± 1,247	14,33 ± 0,471	21,00 ± 0,816	17,67 ± 1,700	/	11,00 ± 1,633
	62.5	12,67 ± 0,943	12,67 ± 1,700	15,00 ± 1,633	13,00 ± 2,944	/	11,33 ± 3,300
EMLFN	500	20,67 ± 1,247	22,33 ± 1,247	15,67 ± 1,700	23,67 ± 1,247	/	23,00 ± 2,160
	250	18,00 ± 0,816	20,67 ± 3,682	12,67 ± 1,700	20,67 ± 1,247	/	19,33 ± 1,247
	125	16,00 ± 0,816	20,67 ± 1,700	11,00 ± 0,000	17,00 ± 2,160	/	17,00 ± 1,633
	62.5	14,00 ± 1,633	18,67 ± 0,943	10,00 ± 0,816	16,33 ± 0,943	/	12,67 ± 0,471
EMLFM	500	14,00 ± 0,816	19,33 ± 0,471	28,67 ± 2,055	16,67 ± 1,886	/	16,67 ± 3,771
	250	14,00 ± 0,816	16,67 ± 1,886	23,33 ± 0,943	14,67 ± 2,494	/	14,33 ± 0,471
	125	11,33 ± 0,471	15,00 ± 0,816	17,00 ± 2,160	13,00 ± 1,633	/	12,67 ± 1,247
	62.5	10,67 ± 0,471	13,67 ± 0,471	10,67 ± 1,247	10,00 ± 1,414	/	9,33 ± 0,471
CMI (mg/ml)	EMLF	31,25	15,62	/	/	/	31,25
	EMLP	31,5	31,5	/	15,62	/	/
	EMLN	/	/	/	/	/	31,5
	EMLFM	/	/	/	/	/	/

E.M. : extrait méthanolique ; *LF*: lentisque feuille, *LP* : lentisque pédoncule, *LFN* : lentisque fruit non mature, *LFM* :lentisque fruit mature, */*: extrait non actif (CIM > 62.5 µg/ml) ;

Tableau III.09: Diamètre des zones d'inhibition des extraits aqueux des différents organes de *P. lentiscus* vis-à-vis des six souches de référence.

Extraits	Concentration (µg/ml)	Diamètre d'inhibition (mm)					
		<i>S. aureus</i>	<i>S. epidermidis</i>	<i>B. subtilis</i>	<i>P. aeruginosa</i>	<i>S. thyphimurium</i>	<i>E. coli</i>
EALF	500	16,67 ± 1,247	24,33 ± 1,247	17,00 ± 2,160	19,33 ± 2,625	/	16,67 ± 1,700
	250	15,00 ± 1,414	20,67 ± 1,247	17,00 ± 2,160	16,00 ± 0,816	/	13,67 ± 1,247
	125	13,67 ± 0,471	17,33 ± 0,471	16,33 ± 2,055	14,33 ± 0,471	/	10,67 ± 1,247
	62.5	10,67 ± 1,247	17,00 ± 2,449	13,00 ± 3,742	12,00 ± 0,816	/	10,00 ± 1,414
EALP	500	/	18,33 ± 0,471	/	24,00 ± 0,816	/	17,33 ± 1,247
	250	/	16,67 ± 1,886	/	22,67 ± 3,091	/	13,67 ± 1,247
	125	/	14,67 ± 1,247	/	21,00 ± 1,633	/	11,33 ± 1,247
	62.5	/	13,00 ± 0,816	/	16,67 ± 2,055	/	10,00 ± 1,414
EALFN	500	15,33 ± 1,247	21 ± 2,160	16,33 ± 1,247	21,00 ± 1,414	/	17,67 ± 1,700
	250	13,67 ± 1,700	20,33 ± 3,300	15,67 ± 2,055	19,67 ± 0,471	/	17,00 ± 2,160
	125	10,67 ± 1,247	15,00 ± 2,160	14,67 ± 2,055	16,33 ± 1,247	/	13,67 ± 0,943
	62.5	9,33 ± 0,471	13,00 ± 1,414	11,33 ± 2,055	14,67 ± 1,700	/	11,33 ± 1,247
EALFM	500	/	16,67 ± 1,247	/	17,33 ± 2,357	/	15,67 ± 1,700
	250	/	14,33 ± 1,247	/	18,33 ± 2,625	/	13,00 ± 1,633
	125	/	11,00 ± 0,816	/	15,00 ± 1,633	/	13,00 ± 2,160
	62.5	/	9,33 ± 0,471	/	10,00 ± 0,816	/	9,67 ± 0,943
CMI (mg/ml)	EMLF	/	/	/	/	/	/
	EMLP	/	/	/	/	/	/
	EMLN	/	/	/	/	/	/
	EMLFM	/	/	/	/	/	/

EA : extrait aqueux; LF: lentisque feuille, LP : lentisque pédoncule, LFN : lentisque fruit non mature, LFM :lentisque fruit mature, /: extrait non actif (CIM > 62.5µg/ml) ;

En revanche, les extraits aqueux des pédoncules et des fruits mûrs du lentisque n'ont pas montré d'effet inhibiteur de *S. aureus*, en comparaison avec les extraits aqueux des feuilles et des fruits non mûrs dont l'activité antibactérienne a été modérée avec une CMI $\geq 62,5$ mg/ml (tableau III.9). Notons que certains extraits affichent une activité légèrement supérieure à celle de la Chlorotétracycline ($18 \pm 0,000$ mm) (annexe 04).

Pour *Staphylococcus epidermidis*, l'effet antibactérien des extraits méthanoliques est notamment plus marqué à 500 mg/ml. Les extraits méthanoliques des feuilles ont révélé une meilleure activité antibactérienne de $29,67 \pm 2,494$ mm par rapport à ceux respectivement des fruits non mûrs du lentisque ($22,33 \pm 1,247$ mm), ceux des pédoncules ($21,00 \pm 0,816$ mm) et ceux des fruits mûrs ($19,33 \pm 0,471$ mm). Les CMI des extraits des feuilles et des pédoncules sont de 15,62 mg/ml et 31,5 mg/ml, tandis que celles des extraits non mûrs et mûrs sont $\geq 62,5$ mg/ml, confirmant une activité antibactérienne plus marquée pour les feuilles (tableau III.08). Les extraits aqueux montrent également une activité inhibitrice, bien que moindre comparée à celle des extraits méthanoliques. À 500 mg/ml, les diamètres d'inhibition des extraits aqueux des feuilles sont supérieures ($24,33 \pm 1,247$ mm), à ceux observés pour les extraits des fruits non mûrs ($21 \pm 2,160$ mm), ceux des pédoncules et ceux des fruits mûrs qui avoisinent respectivement $18,33 \pm 0,471$ mm et $16,67 \pm 1,247$ mm, avec une CMI $\geq 62,5$ mg/ml (tableau III.11). Comparativement à la Chlorotétracycline (13 mm) (annexe 04), la majorité des extraits présentent une activité antibactérienne notable.

Pour la souche *Bacillus subtilis*, les extraits méthanoliques des fruits mûrs, des feuilles et des fruits non mûrs présentent une activité antimicrobienne significative à la concentration de 500 mg/ml, avec des diamètres des zones d'inhibition (DZI) respectifs de $28,67 \pm 2,055$ mm, $19,67 \pm 1,700$ mm et $15,67 \pm 1,700$ mm (tableau III.08). Toutefois, l'extrait méthanolique des pédoncules du lentisque (EMLP) se distingue par une activité antibactérienne notable à 125 mg/ml, avec un diamètre de zone d'inhibition de $21,00 \pm 0,816$ mm. Concernant les extraits aqueux, seule une activité inhibitrice a été observée avec les extraits des feuilles ($17,00 \pm 2,160$ mm) et ceux des fruits non mûrs ($16,33 \pm 1,247$ mm) (Tableau III.09). La concentration minimale inhibitrice (CMI) de l'extrait aqueux des feuilles EALF est de 62,5 mg/ml. Par ailleurs, l'extrait EALFM à 500 mg/ml présente une activité comparable à celle de l'Azithromycine et de la Gectapen, dont les DZI sont respectivement de 26,35 mm et 28,4 mm (Annexe 4).

L'activité antibactérienne des extraits méthanoliques et aqueux contre *Escherichia coli* a été observée pour les quatre organes du lentisque. Le meilleur diamètre de la zone d'inhibition (DZI) a été obtenu avec l'extrait méthanolique des fruits non mûres à la concentration de 500 mg/ml, (EMLFN: $23,00 \pm 2,160$ mm), suivi par l'extrait des feuilles ($20,00 \pm 2,449$ mm), du pédoncule ($17,67 \pm 1,247$ mm) et des fruits mûres ($16,67 \pm 3,771$ mm) (tableau III.11). Concernant les extraits aqueux, l'effet antibactérien est plus marqué pour ceux des fruits non mûrs ($17,67 \pm 1,700$ mm), suivi par ceux des pédoncules ($17,33 \pm 1,247$ mm), ceux des feuilles ($16,67 \pm 1,700$ mm) et enfin ceux des fruits mûrs ($15,67 \pm 1,700$ mm). Les CMI des extraits méthanoliques des fruits mûrs et des feuilles sont de 31,25 mg/ml, tandis que celles des pédoncules et des fruits non mûrs sont de 62,5 mg/ml. Cependant, cette activité antibactérienne reste inférieure à celle de la Pénicilline (28,85 mm) et de la Gectapen (27,4 mm), mais elle reste comparable à celle de la Chlorotétracycline (13,6 mm) (Annexe 4).

L'activité antimicrobienne contre la souche *Pseudomonas aeruginosa*, montre des diamètres de zone d'inhibition (DZI) significativement variables des extraits méthanoliques du lentisque à la concentration de 500 mg/ml. Les extraits des pédoncules semblent les plus actifs ($25,33 \pm 1,247$ mm) suivis par ceux des fruits non mûrs ($23,67 \pm 1,247$ mm) et des feuilles ($22,67 \pm 0,943$ mm) puis ceux des fruits mûrs ($16,33 \pm 0,943$ mm). L'effet des extraits aqueux a également été observé sur cette souche, avec des DZI plus importants des pédoncules ($24,00 \pm 1,41$ mm) puis ceux des fruits non mûrs ($21,00 \pm 1,41$ mm) suivis par ceux des feuilles ($19,33 \pm 2,625$ mm) et ceux des fruits mûrs ($17,33 \pm 2,357$ mm) (tableau III.12). La concentration minimale inhibitrice (CMI) de l'extrait aqueux des pédoncules est de 15,62 mg/ml. L'extrait méthanolique EMLP, EALP, EMLN, EALN et EMLF à 500 mg/ml présente une activité supérieur à celle de de la Pénicilline (20 mm) (Annexe 4).

Aucune sensibilité à l'ensemble des extraits du lentisque n'a été observée chez *Salmonella typhimurium*, à l'exception de l'extrait méthanolique des feuilles. Ce dernier a montré une activité antibactérienne à des concentrations de 500, 250, 125 et 62,5 mg/ml, avec des diamètres de zones d'inhibition (DZI) respectifs de $20,67 \pm 2,357$ mm, $17,00 \pm 3,266$ mm, $18,67 \pm 1,886$ mm et $13,67 \pm 3,091$ mm. La concentration minimale inhibitrice (CMI) de cet extrait est supérieure à 62,5 mg/ml. Toutefois, selon les résultats de l'antibiogramme, la souche *S. typhimurium* a manifesté une sensibilité (14

mm) aux antibiotiques Pénicilline (20 mm), Gectapen (33 mm) et Azithromycine (Annexe 4).

III.3.1.2. Activité antibactérienne des extraits des différentes parties de *P. atlantica*:

Comme pour les extraits du lentisque, l'activité antibactérienne des extraits de *P. atlantica* est variable en fonction des souches testées et de la concentration de l'extrait étudié, avec des diamètres des zones d'inhibition allant de 9 à 31.3 mm (Tableaux III.10 et III.11). L'extrait méthanolique pour les fortes concentrations (500 mg/ml) a induit un effet inhibiteur important ($P < 0,05$). Ce dernier est observé contre *S. aureus* chez les feuilles ($26,33 \pm 0,471$ mm) puis chez les pédoncules ($21,00 \pm 0,816$ mm), suivi par celui des fruits non mûrs ($18,00 \pm 0,816$ mm) et enfin celui des fruits mûrs ($14,67 \pm 1,700$ mm), (Tableau III.10). Concernant les extraits aqueux, l'activité antibactérienne contre cette souche se traduit par des DZI de $19,00 \pm 1,414$ mm pour les extraits aqueux des feuilles, de $18,67 \pm 0,943$ mm pour les fruits non mûrs, de $16,33 \pm 1,247$ mm pour les extraits des pédoncules et enfin $14,00 \pm 1,414$ mm pour ceux des fruits mûrs, (tableau III.11).

Les (CMI) sont de 31,5 mg/ml pour EMAF et EMAP, tandis que celles des autres extraits (EMAFN, EMAFM, EAAFN, EAAF, EAAP et EAAM) sont $\geq 62,5$ mg/ml. Comparativement à l'antibiotique Chlorotétracycline ($18 \pm 0,000$ mm), l'activité des extraits EMAF et EMAP est particulièrement intéressante (Annexe 4).

Pour la souche *Staphylococcus epidermidis*, l'effet antibactérien est plus marqué à 500 mg/ml. On observe des DZI des extraits méthanolique descendants, successivement pour les feuilles ($25,33 \pm 1,247$ mm), les fruits non mûrs ($24,33 \pm 1,7$ mm), les pédoncules ($21,33 \pm 0,471$ mm) puis les fruits mûrs ($19,33 \pm 2,055$ mm). Les valeurs respectives des CMI des extraits méthanoliques des feuilles et des pédoncules sont de 15,62 mg/ml et 31,5 mg/ml.

Tableau III.10: Diamètre des zones d'inhibition des extraits méthanoliques des différents organes de *P. atlantica* vis-à-vis des six souches de référence.

Extraits	Concentration (µg/ml)	Diamètre d'inhibition (mm)					
		<i>S. aureus</i>	<i>S. epidermidis</i>	<i>B. subtilis</i>	<i>P. aeruginosa</i>	<i>S. thyphimurium</i>	<i>E. coli</i>
EMAF	500	26,33 ± 0,471	25,33 ± 1,247	25,67 ± 0,471	21,00± 2,160	16,33 ± 0,471	29,33 ± 0,471
	250	23,00 ± 2,449	20,33 ± 0,471	22,00 ± 1,633	16,00 ± 2,944	13,67 ± 1,247	25,00 ± 2,449
	125	20,00 ± 2,160	21,00 ± 2,449	21,00 ± 0,000	14,33 ± 0,471	12,00 ± 0,816	19,67 ± 2,494
	62.5	19,33 ± 0,471	15,33± 0,471y	15,33 ± 1,700	11,00 ± 2,160	11,33 ± 0,471	16,33 ± 0,471
EMAP	500	21,00 ± 0,816	21,33 ± 0,471	19,67 ± 1,700	17,67 ± 1,247	10,33 ± 0,943	31,33 ± 1,700
	250	19,67 ± 0,943	19,33 ± 0,471	14,67 ± 1,700	14,00 ± 2,944	10,00 ± 0,816	26,67 ± 1,700
	125	17,67 ± 1,700	17,67 ± 0,471	11,33 ± 0,471	15,00 ± 1,414	/	25,67 ± 1,700
	62.5	14,67 ± 2,055	15,33 ± 1,700	10,00 ± 0,816	10,67 ± 1,247	/	21,67 ± 0,943
EMAFN	500	18,00 ± 0,816	24,33 ± 1,700	15,33 ± 0,471	20,00 ± 2,160	/	23,00 ± 1,414
	250	14,67 ± 1,700	21,67± 0,471	12,67± 0,943	17,67 ± 0,471	/	20,33 ± 1,247
	125	13,33 ± 1,247	17,67 ± 1,247	9,67 ± 0,943	17,33 ± 1,700	/	14,00 ± 2,160
	62.5	11,67 ± 0,471	16,00 ± 0,000	/	14,67 ± 2,055	/	12,00 ± 2,160
EMAFM	500	14,67± 1,700	19,33 ± 2,055	/	19,67 ± 2,494	17,00 ± 2,449	22,33 ± 2,625
	250	13,33± 0,471	17,67 ± 2,055	/	18,33 ± 1,247	13,00 ± 2,160	21,33 ± 0,943
	125	10,33 ± 0,943	17,33 ± 0,471	/	16,67 ± 1,700	11,67 ± 1,886	15,33 ± 1,247y
	62.5	10,33 ± 0,471	13,33 ± 0,471	/	15,00 ± 1,633	9,67 ± 0,943	12,00 ± 0,816
CMI (mg/ml)	EMAF	31,25	15,62	15,62	/	/	31,25
	EMAP	31,5	31,5	/	/	/	31,25
	EMAFN	/	/	/	/	/	/
	EMAFM	/	/	/	/	/	/

E.M. : extrait méthanolique ; *AF*: *atlantica* feuille, *LP* : *atlantica* pédoncule , *LFN* : *atlantica* fruit non mature , *LFM* : *atlantica* fruit mature, / : extrait non actif (CIM > 62.5 µg/ml) ;

Tableau III.11: Diamètre des zones d'inhibition des extraits aqueux des différents organes de *P. atlantica* vis-à-vis des six souches de référence.

Extraits	Concentration (µg/ml)	Diamètre d'inhibition (mm)					
		<i>S. aureus</i>	<i>S. epidermidis</i>	<i>B. subtilis</i>	<i>P. aeruginosa</i>	<i>S. thyphimurium</i>	<i>E. coli</i>
EAAF	500	18,67 ± 0,943	23,33 ± 1,471	20,33 ± 0,471	23,67 ± 0,943	/	23,67 ± 2,625
	250	14,33 ± 0,943	22,33 ± 2,867	15,67 ± 0,943	21,00 ± 2,160	/	23,00 ± 0,816
	125	12,67 ± 1,700	16,67 ± 0,943	10,67 ± 0,943	14,67 ± 0,943	/	20,00 ± 0,816
	62.5	10,67 ± 0,471	12,67 ± 1,700	11,00 ± 0,816	12,33 ± 1,247	/	18,33 ± 0,471
EAAP	500	16,33 ± 1,247	14,67 ± 1,247	18,33 ± 0,943	15,33 ± 0,471	/	21,00 ± 1,414
	250	13,33 ± 0,471	11,33 ± 0,471	13,67 ± 1,247	13,67 ± 0,943	/	18,67 ± 2,055
	125	10,67 ± 0,471	/	11,67 ± 0,943	13,00 ± 1,414	/	15,00 ± 0,816
	62.5	10,00 ± 0,816	/	9,67 ± 0,943	10,33 ± 0,943	/	12,33 ± 1,247
EAAFN	500	19,00 ± 1,414	16,67 ± 0,471	18,67 ± 1,247	21,67 ± 2,357	/	17,00 ± 2,160
	250	12,33 ± 0,471	15,33 ± 2,867	14,33 ± 0,943	19,67 ± 0,471	/	14,67 ± 0,471
	125	11,67 ± 1,247	12,00 ± 0,816	15,00 ± 0,816	17,33 ± 1,700	/	14,00 ± 1,414
	62.5	10,00 ± 0,816	10,00 ± 0,816	10,33 ± 0,943	15,67 ± 1,886	/	11,67 ± 0,471
EAAFM	500	14,00 ± 1,414	9,67 ± 0,471	/	17,33 ± 1,700	12,33 ± 1,247	14,67 ± 1,247
	250	11,00 ± 0,816	/	/	13,33 ± 1,247	10,67 ± 0,471	13,00 ± 0,816
	125	10,00 ± 0,816	/	/	12,00 ± 0,816	/	10,67 ± 1,247
	62.5	9,00 ± 0,000	/	/	10,67 ± 0,471	/	10,00 ± 0,816
CMI (mg/ml)	EMAF	/	/	/	15,62	/	/
	EMAP	/	/	/	/	/	/
	EMAFN	/	/	/	/	/	/
	EMA FM	/	/	/	/	/	/

EA : extrait aqueux ; AF: atlantica feuille, AP : atlantica pédoncule, AFN : atlantica fruit non mature, AFM : atlantica fruit mature, /: extrait non actif (CIM > 62.5 µg/ml) ;

Les extraits aqueux inhibent également la croissance bactérienne, mais avec des DZI plus faibles que ceux des extraits méthanoliques. À 500 mg/ml, les DZI sont de $23,33 \pm 1,471$ mm pour EAAF, $14,67 \pm 1,247$ mm pour EAAFN, $16,67 \pm 0,471$ mm pour EAAP et $9,67 \pm 0,471$ mm pour EAAFM, avec une CMI $\geq 62,5$ mg/ml. Comparativement à la Chlorotétracycline (13 mm) (Annexe 4).

Pour ce qui est de la souche *Bacillus subtilis*, les extraits méthanoliques des feuilles de *P. atlantica*, des pédoncules et des fruits non mûrs ont démontré une activité antimicrobienne significative à 500 mg/ml, avec des diamètres de zone d'inhibition (DZI) respectifs de $25,67 \pm 0,471$ mm, $19,67 \pm 1,700$ mm et $15,33 \pm 1,471$ mm. L'extrait des fruits n'a montré par contre aucune activité antibactérienne. Concernant les extraits aqueux, une inhibition a été observée uniquement avec les extraits des feuilles ($20,33 \pm 0,471$ mm), des fruits non mûrs ($18,67 \pm 0,943$ mm) et ceux des pédoncules ($18,33 \pm 1,247$ mm). La (CMI) de l'ensemble des extraits testés est $\geq 62,5$ mg/ml. À 500 mg/ml, l'extrait aqueux des feuilles présente une activité comparable à celle de l'azithromycine (26,35 mm) et du gectapen (28,4 mm), (annexe 4).

Les extraits des quatre organes du pistachier de l'Atlas ont un effet inhibiteur contre *Escherichia coli*. Les meilleurs DZI atteints à 500 mg/ml sont par ordre d'importance, les extraits méthanoliques des pédoncules ($31,33 \pm 1,70$ mm) EMAP, EMAF, EMAN et EMAFM ont enregistré, ceux des feuilles ($29,33 \pm 0,471$ mm), les extraits des fruits non mûrs ($23,00 \pm 1,414$ mm) et des fruits mûrs ($22,33 \pm 2,625$ mm). Avec la même concentration de 500 mg/ml, nous avons enregistré des DZI respectifs pour les extraits aqueux des feuilles ($23,67 \pm 2,625$ mm), des pédoncules ($21,00 \pm 1,414$ mm), des fruits non mûrs ($17,00 \pm 2,16$ mm) et des fruits mûrs de *P. atlantica* ($14,67 \pm 1,247$ mm), (tableau III.14). La CMI des extraits est généralement $\geq 62,5$ mg/ml, à l'exception des extraits EMAP et EMAF, qui est de 31,25 mg/ml, restant supérieure à celle de la pénicilline (28,85 mm), du gectapen (27,4 mm) et de la chlorotétracycline (13,6 mm), (annexe 4).

Les DZI respectifs de la souche *Pseudomonas aeruginosa*, à une concentration de 500 mg/ml, sont de $21,00 \pm 2,166$ mm pour les extraits méthanoliques des feuilles, de $20,00 \pm 2,160$ mm pour les fruits non mûrs, de $19,67 \pm 2,494$ mm pour les fruits mûrs et de $17,67 \pm 1,247$ mm pour les extraits des pédoncules (tableau III.13). Un effet antibactérien similaire a également été observé avec les extraits aqueux, où les DZI sont de $23,67 \pm 0,943$ mm pour les extraits foliaires, $21,6 \pm 2,357$ mm pour les extraits des fruits non mûrs, $17,33 \pm 1,700$ mm et $15,33 \pm 0,471$ mm respectivement pour les fruits mûrs et les pédoncules. La (CMI) de l'extrait aqueux foliaire est de 15,62 mg/ml. L'activité antibactérienne des extraits EMAF et EAAF s'avère supérieure à celle de la pénicilline (20 mm) (annexe 4).

Pour la souche *Salmonella typhimurium*, l'activité antibactérienne des extraits méthanolique et aqueux a été observée avec EMAFN, ainsi que dans les extraits issus des fruits matures et du pédoncule. À 500 mg/ml, les extraits méthanolique EMAFN, EMAF et EMAP ont montré des diamètres de zone d'inhibition de $17,00 \pm 2,499$ mm, $16,33 \pm 0,471$ mm et $10,33 \pm 0,816$ mm, respectivement. La concentration minimale inhibitrice (CMI) de tous les extraits testés est $\geq 62,5$ mg/ml. Contrairement aux résultats de l'antibiogramme, la souche *S. typhimurium* présente une sensibilité aux antibiotiques testés : pénicilline (20 mm), gectapen (33 mm) et azithromycine (14 mm) (annexe 4).

III. 3.1.3. Traitement des données :

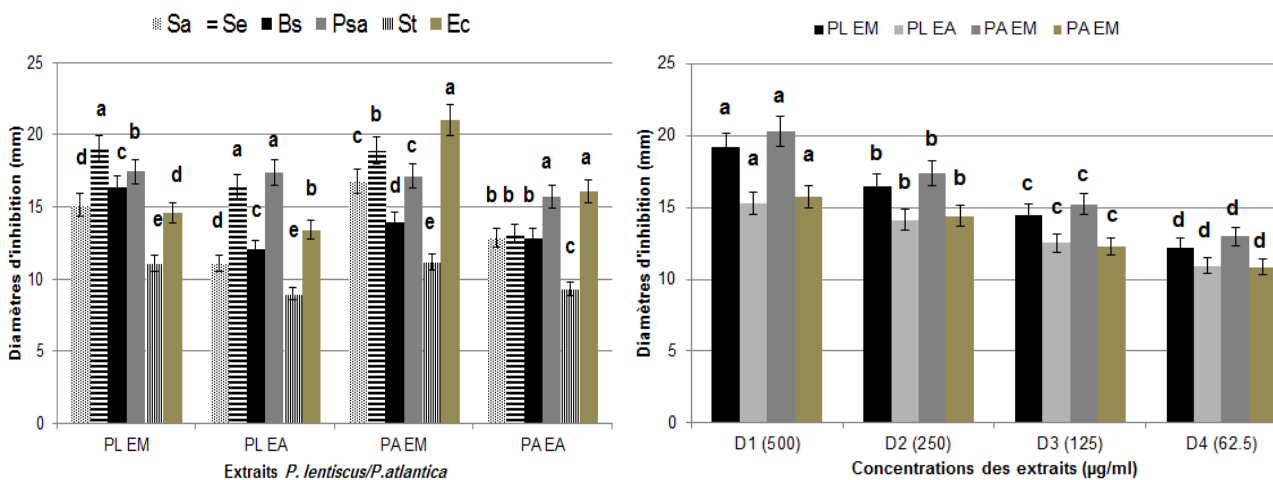
Les données sur l'activité antibactérienne des extraits des deux espèces de *Pistacia* ont fait l'objet d'une analyse de la variance à travers la comparaison des moyennes de diamètres d'inhibition sous l'effet des paramètres étudiés et de leurs interactions (figure III.3). L'analyse en composantes principales a été également utilisée pour expliquer les corrélations concentrations des différents extraits de chaque plante souches bactériennes ciblées.

L'effet inhibiteur des extraits méthanoliques et aqueux de *P. lentiscus* et *P. atlantica* met en évidence des différences hautement significatives ($P \leq 0,001$), sur la croissance des souches bactériennes testées. La figure III. 13 montre la variabilité des groupes homogènes correspondants aux interactions souche – organes de la plante et doses x extraits méthanoliques et aqueux des deux *Pistacia*.

D'une part, pour ce qui est de *P. atlantica*, l'ANOVA a montré des différences hautement à très hautement significatives que ce soit pour l'extrait méthanolique (interactions souche*organe (ddl=15, Fratio=45,39, $P < 1\%$), souche*dose (ddl=15, Fratio=6,01, $P < 1\%$), organe*dose (ddl=9, Fratio=2,26, $P=0,020$), souche*organe*dose (ddl=45, Fratio=2,68, $P < 1\%$) que pour l'extrait aqueux interactions souche*organe (ddl=15, Fratio=0,56, $P < 1\%$), souche*dose (ddl=15, Fratio=10,21, $P < 1\%$), organe*dose (ddl=9, Fratio=7,53, $P=0,020$), souche*organe*dose (ddl=45, Fratio=5,59, $P < 1\%$).

Pour ce qui est du pistachier lentisque d'autre part, des différences hautement significatives sont révélées par l'ANOVA. Concernant l'extrait méthanolique : interactions souche*organe (ddl=15, Fratio=34,22, $P < 1\%$), souche*dose (ddl=15, Fratio=5,25, $P < 1\%$), organe*dose (ddl=9, Fratio=2,69, $P=0,006$), souche*organe*dose (ddl=45, Fratio=3,63, $P < 1\%$) tandis que pour l'extrait aqueux de la même plante l'interaction souche*organe*dose n'était pas significative $p < 0,05$, comparativement aux autres interactions souche*organe (ddl=15, Fratio=19,94, $P < 1\%$), souche*dose (ddl=15, Fratio=8,13, $P < 1\%$), organe*dose (ddl=9, Fratio=2,10, $P=0,032$).

La souche *E. coli* est la plus sensible aux deux extraits de *P. atlantica* suivie par *S. epidermis*. Par ailleurs, les souches *S. aureus* et *S. epidermis* restent les plus sensibles aux extraits (notamment méthanolique) de *Pistacia lentiscus* (figure III. 13).



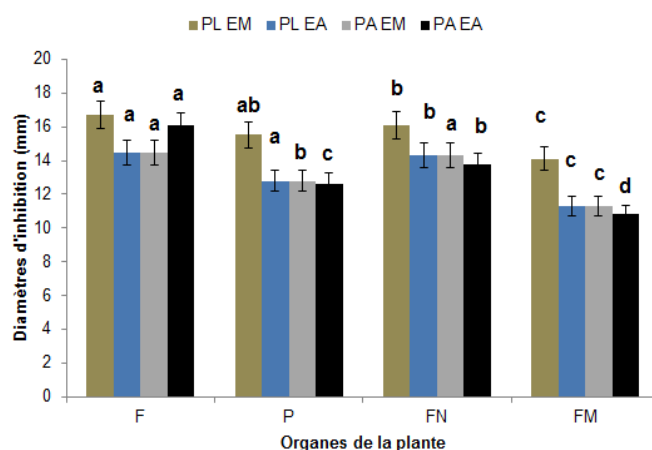


Figure. III.11. Résultats de l'analyse de la variance et des comparaisons multiples de l'activité antibactérienne des deux espèces de *Pistacia* (Sa : *Staphylococcus aureus*, Se : *Staphylococcus epidermis*, Bs : *Bacillus subtilis*, Psa : *Pseudomonas aeruginosa*, St : ; Ec : *Escherichia coli*, PLEM : extrait méthanolique *P. lentiscus*, PLEA : extrait aqueux *P. lentiscus* , PAEM : extrait méthanolique *P. atlantica* , PAEA : extrait aqueux *P. atlantica*, F : feuille P : pédoncule, FN : fruits non mûrs et FM : fruits mûrs).

Aussi, la concentration D1 de 500 µg/ml des deux espèces aussi bien e l'extrait méthanolique que celle de l'extrait aqueux ont induit des inhibitions plus importantes de toutes toutes les souches par rapport aux autres concentrations (D2 à D4) (figure III. 11). Les extraits méthanoliques des feuilles, des pédoncules et des fruits non mûrs ont révélé des inhibitions également plus élevées que ceux des fruits mûrs des deux *Pistacia*.

L'analyse des composantes principales (ACP) accompagnée de la classification ascendante hiérarchique, (figures III.12, III.13, III.14 et III.15) été réalisée pour mettre en évidence les corrélations des taux d'inhibition des bactéries pathogènes étudiées avec les différentes concentrations des extraits et organes des plantes testées.

Concernant les effets des extraits méthanoliques du pistachier lentisque, les deux premiers axes de l'ACP axe F1 (61.99%) et axe 2 (16.43%) ont été retenus étant donné que leurs valeurs propres restituent une bonne proportion de l'analyse. L'ACP et la CAH font ressortir deux groupes homogènes (figure III.14bd) ; Le première groupe explique spécifiquement l'effet inhibiteur des concentrations (C1, C2, C3) sur *S. epidermidis*, des concentrations (C1 et C2) sur *B. subtilis* et *P. aeruginosa* ainsi que l'effet de la concentration C1 des extraits méthanoliques des quatre organes de *P. lentiscus* sur *S. aureus* et *E. coli*. Le deuxième groupe indique une large variation de l'effet inhibiteur des mêmes extraits à différentes concentrations (figure III.12b).

Au niveau de l'ACP correspondant à l'effet des extraits aqueux de *P. lentiscus* (figure III.12), les deux premiers axes du plan factoriel F1 (80.25%)

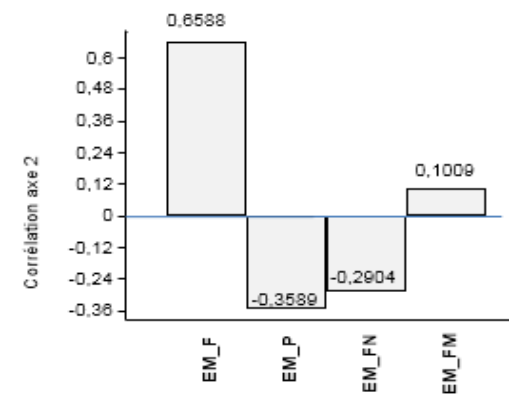
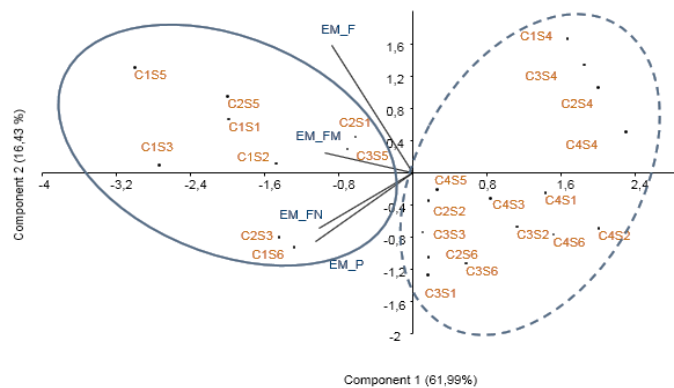
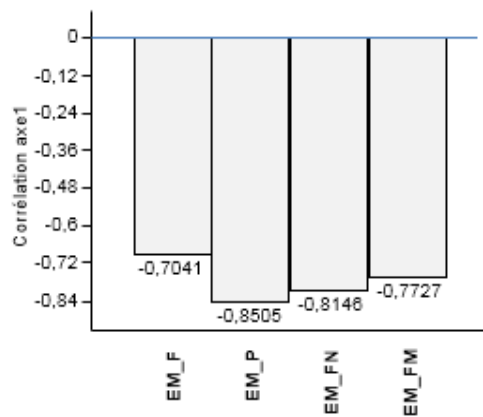
x F2 (15.94%) ont été retenus. La somme des pourcentages de contribution des deux axes à l'analyse est supérieure à 96%, ils représentent donc une part importante de l'inertie totale. L'ACP et la CAH font ressortir deux groupes homogènes de statut différent. Le premier groupe explique l'effet inhibiteur des différents extraits aqueux de *P. lentiscus* aux concentrations C1, C2, C3 et C4 sur *S. epidermidis* et *P. aeruginosa*, sur *E. coli* aux concentrations C1 et C2 des extraits aqueux des quatre organes de *P. lentiscus*. Le deuxième groupe se distingue par des effets d'inhibition variables en fonction de la souche bactérienne et la dose de l'extrait utilisé (figure III.13).

L'analyse en composantes principales des variables souches et concentrations des extraits méthanoliques des quatre organes de *P. atlantica* (figure III.14) a pris en compte les deux axes F1 et F2 qui représentent respectivement 69,74% et 20,99% de l'information totale. Deux groupes se distinguent. Le premier groupe rassemble les effets inhibiteurs des 4 concentrations des extraits sur *E. coli*, des concentrations C1, C2 et C3 des extraits du pistachier de l'Atlas sur *S. epidermidis*, l'activité antibactérienne sur *S. aureus* aux concentrations C1 et C2 et l'effet sur *B. subtilis* et *P. aeruginosa* à la concentration C1 des extraits méthanoliques. Dans le même temps, aucune corrélation n'a été enregistrée pour le deuxième groupe avec les mêmes extraits.

Au niveau de l'ACP (Figure III.15) de la projection des variables concentration et souches bactériennes sur le plan factoriel F1xF2, les deux axes contribuent par 88,69% à l'information rapportée par l'analyse.

L'ACP et la CAH font ressortir deux groupes homogènes: le première groupe rassemble notamment les souches bactériennes *E. coli* et *P. aeruginosa* dont le pourcentage d'inhibition est corrélé aux 4 concentrations des différents extraits aqueux de *P. atlantica*, l'effet inhibiteur sur *S. epidermidis* et *B. subtilis* aux concentrations C1 et C2 ainsi que l'effet sur *S. aureus* à la concentration C1 des extraits aqueux des quatre organes de *P. atlantica*.

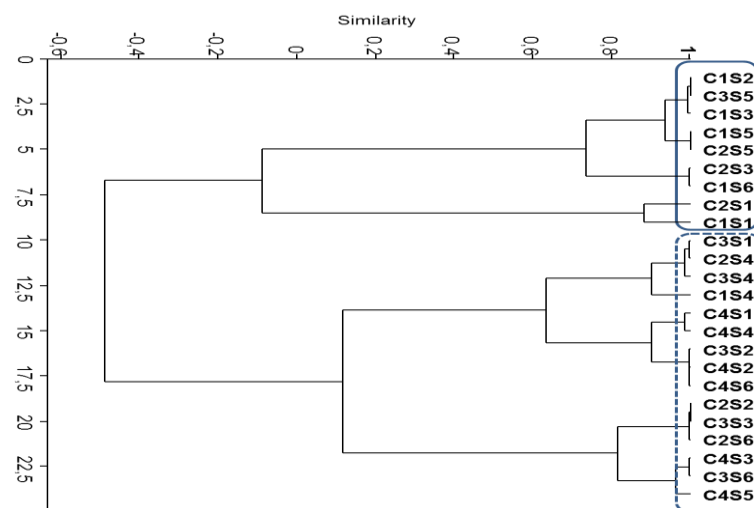
Dans le même temps, aucune corrélation n'a été enregistrée pour le deuxième groupe avec les mêmes extraits (figure III.15).



a

b

c



d

Figure III.12: Analyse en composantes principales de l'effet antibactérien de l'extrait méthanolique de *P. lentiscus*.

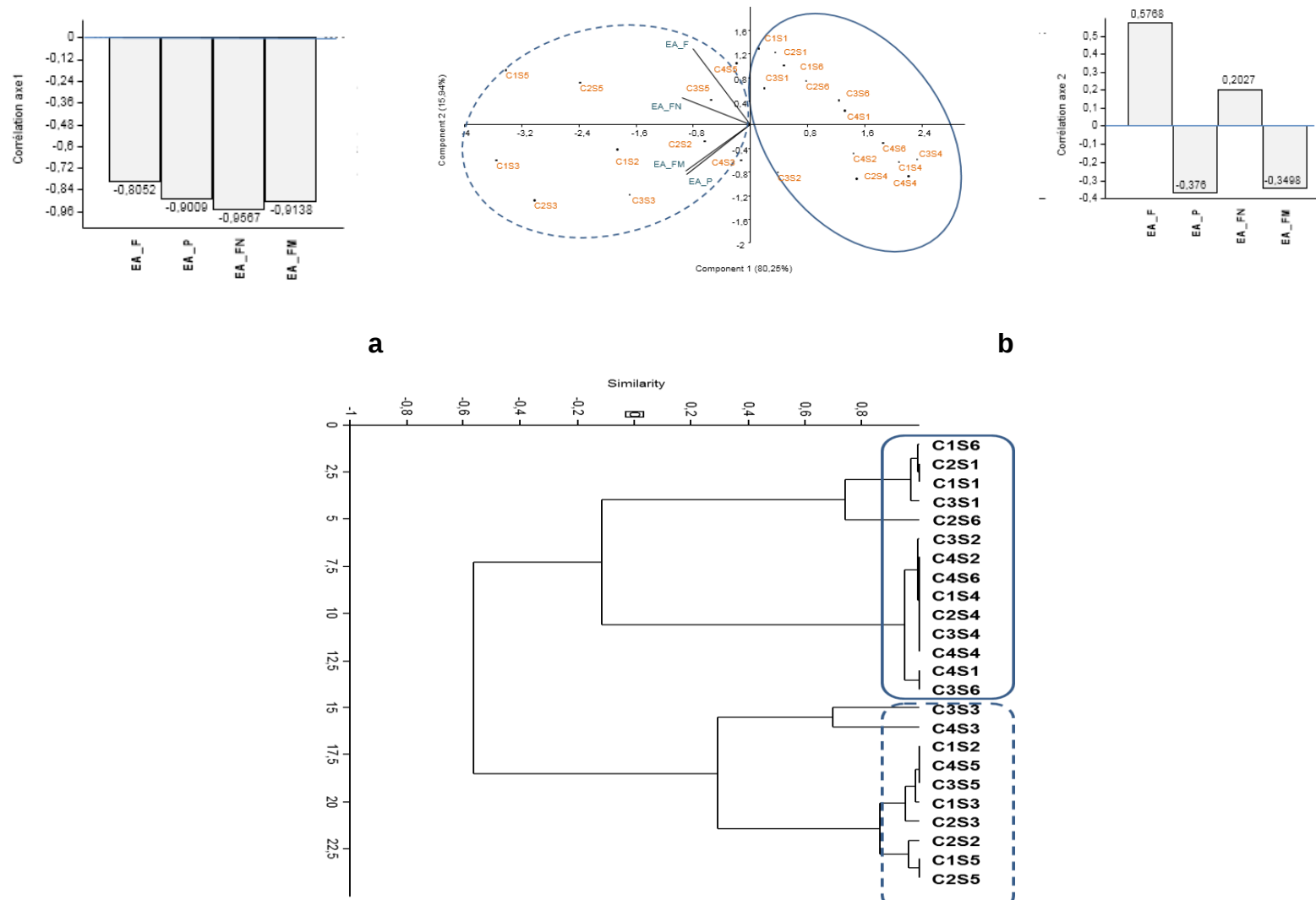
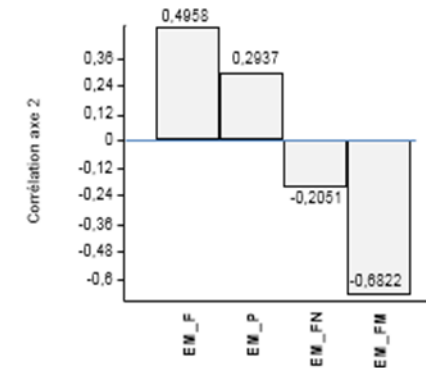
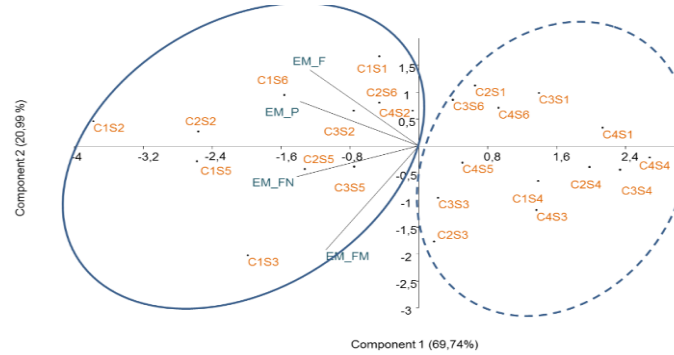
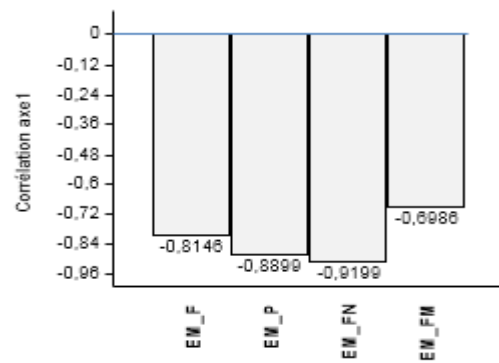


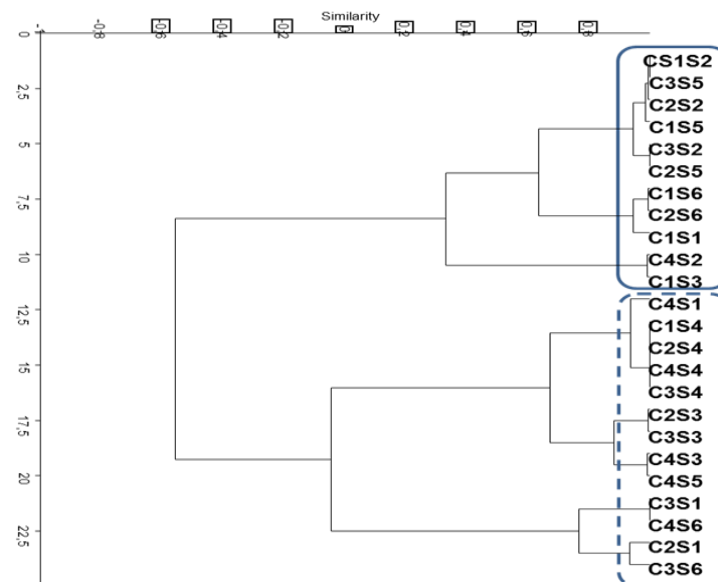
Figure III.13: Analyse en composantes principales de l'effet antibactérien de l'extrait aqueux de *P. lentiscus*.



a

b

c



d

Figure III.14: Analyse en composantes principales de l'effet antibactérien de l'extrait méthanolique de *P. atlantica*.

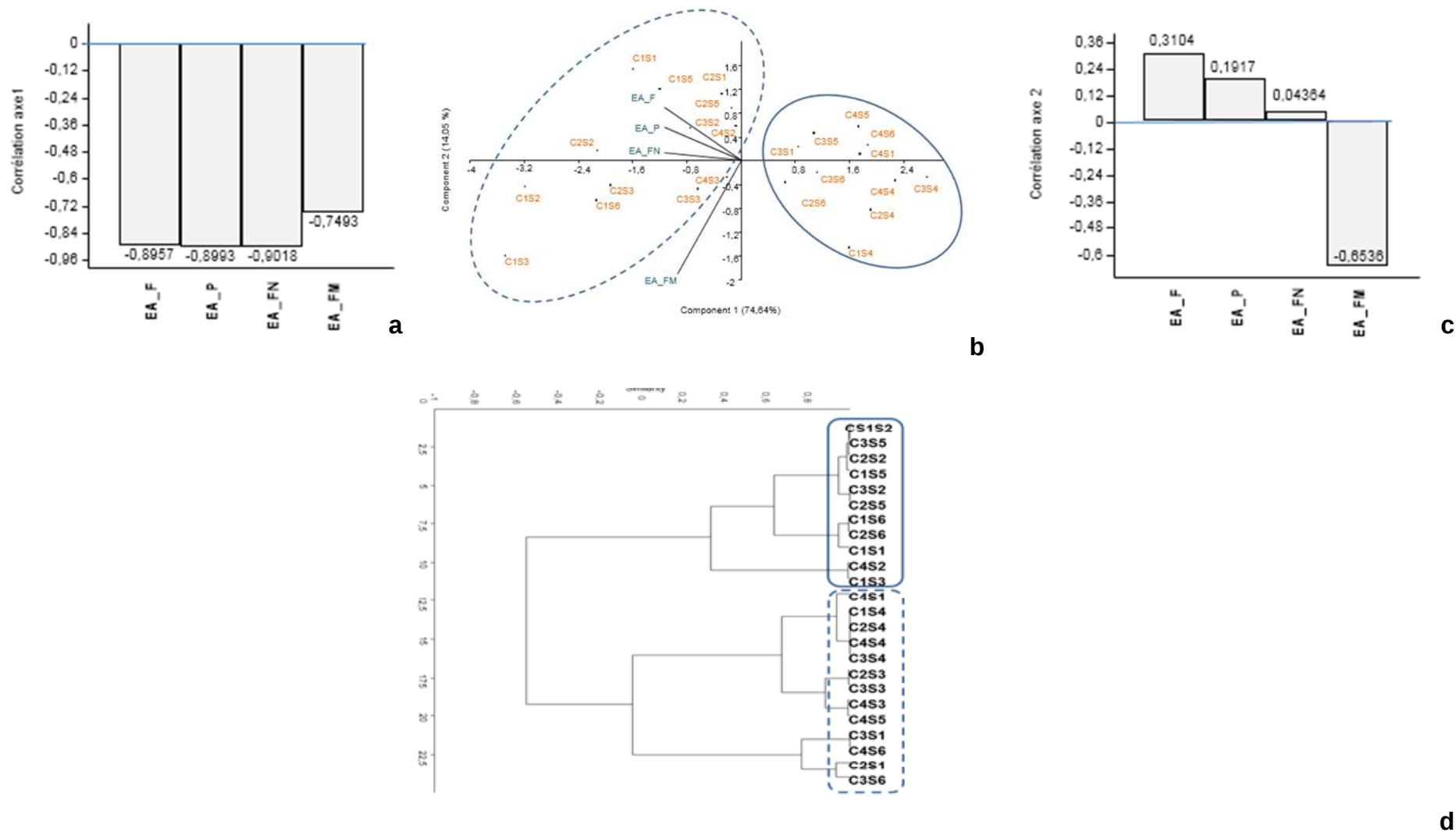


Figure III.15: Analyse en composantes principales de l'effet antibactérien de l'extrait aqueux de *P. atlantica*.

➤ Discussion :

Les résultats obtenus à partir des tableaux III.10, III.11, III.12 et III.13 montrent une large variabilité des diamètres des zones d'inhibition des extraits méthanoliques et aqueux de divers organes de *Pistacia atlantica*. Ces diamètres varient entre 9 et 31,3 mm en fonction des souches bactériennes, du type d'extrait, de la concentration et de l'organe utilisé. L'extrait méthanolique à haute concentration s'est révélé le plus efficace contre la majorité des souches testées. Une tendance similaire a été observée pour *Pistacia lentiscus*, avec des diamètres variant entre 9 et 29,67 mm, confirmant l'effet dose-dépendant de l'extrait méthanolique ($p < 0,05$).

✓ *Staphylococcus aureus* : *P. atlantica* a montré une inhibition plus marquée avec l'extrait méthanolique EMAF (26,33 mm) et EMAP (21 mm), contre 22,33 mm pour l'extrait EMLP de *P. lentiscus*. Les CMI les plus faibles enregistrées étaient de 31,5 mg/ml.

✓ *Staphylococcus epidermidis* : *P. lentiscus* s'est révélé plus efficace avec un DZI maximal de 29,67 mm (EMLF) contre 25,33 mm pour EMAF de *P. atlantica*. Les CMI minimales étaient de 15,62 mg/ml pour les extraits EMAF et EMLF.

✓ *Bacillus subtilis* : L'extrait EMLFM de *P. lentiscus* a produit un DZI maximal de 28,67 mm, tandis que *P. atlantica* atteignait 25,67 mm avec EMAF. Les extraits aqueux des deux espèces présentaient une activité moindre (16-20 mm).

✓ *Escherichia coli* : *P. atlantica* a montré une meilleure inhibition avec les extraits EMAP (31,33 mm) et EMAF (29,33 mm), alors que *P. lentiscus* affichait un DZI maximal de 23 mm. Les CMI minimales étaient de 31,25 mg/ml pour les extraits les plus actifs.

✓ *Pseudomonas aeruginosa* : *P. lentiscus* a présenté une meilleure activité avec un DZI de 25,33 mm (EMLP) contre un maximum de 21 mm pour EMAF de *P. atlantica*. Les extraits aqueux des deux espèces avaient une activité notable, bien que légèrement inférieure aux extraits méthanoliques.

✓ *Salmonella typhimurium* : Seul *P. lentiscus* a montré une inhibition notable avec un DZI de 20,67 mm pour l'extrait méthanolique EMLF, tandis que *P. atlantica* atteignait un maximum de 17 mm.

Plusieurs rapports ont mis en évidence les activités antibactériennes de *Pistacia atlantica* et *Pistacia lentiscus*. La comparaison de nos résultats avec ceux d'autres études confirme l'effet antibactérien de ces espèces.

Les résultats obtenus dans notre étude sont comparables à ceux rapportés par Al-ZABEN (2023) [305], qui a démontré la sensibilité de souches bactériennes à Gram positif (*B. cereus*, *L. monocytogenes*, *S. arizona*, *S. aureus*) ainsi qu'à Gram négatif (*E. coli*, *P. aeruginosa*, *S. typhimurium*, *K. pneumoniae*) vis-à-vis des extraits méthanoliques de *Pistacia lentiscus*, avec des zones d'inhibition comprises entre 7 et 11 mm et des concentrations minimales inhibitrices (CMI) variant entre 2,5 et 5 µg/mL.

De manière similaire, BOURROUBEY et al. (2023) [306] ont rapporté une CMI de 2 mg/mL contre *E. coli* et *Clostridium*, confirmant l'efficacité de l'extrait méthanolique des feuilles de *P. lentiscus*. Ces résultats sont en accord avec ceux de MISSOUN et al. (2017)[307], qui ont observé une activité antibactérienne contre *S. aureus* et *E. coli*, bien que leur extrait ait présenté des CMI plus élevées (50 mg/mL pour *S. aureus* et >100 mg/mL pour *E. coli*), ce qui pourrait refléter une moindre concentration en composés bioactifs.

Par ailleurs, ELWATY et al. (2023) [308] ont montré que l'extrait méthanolique des fruits de *P. lentiscus* possède une activité antimicrobienne marquée, en particulier contre les bactéries à Gram positif. Une inhibition maximale a été observée contre *S. aureus* (22,3 mm), suivie de *B. subtilis* (19,1 mm), *P. aeruginosa* (17,3 mm) et *E. coli* (15,4 mm). En revanche, l'extrait chloroformique n'a pas montré d'effet inhibiteur sur les bactéries testées, ce qui confirme la supériorité des extraits méthanoliques observée également dans notre étude.

En contraste, BENHAMMOU et al. (2008) [84] n'ont observé aucun effet antibactérien des extraits foliaires de *P. lentiscus* et *P. atlantica* sur *E. coli* et *Klebsiella pneumoniae*, tandis que *S. aureus* et *Proteus mirabilis* y étaient sensibles. Ces divergences pourraient être dues à des différences dans les concentrations de métabolites actifs ou à des facteurs environnementaux influençant la composition chimique des extraits.

BELABAS et al. (2023) [309] ont également mis en évidence l'effet antibactérien de l'extrait phénolique des feuilles de *P. lentiscus*, riche en polyphénols et flavonoïdes. Ces extraits ont également montré une activité

antioxydante significative, dépendante de la concentration, renforçant l'intérêt thérapeutique de cette plante. Nos résultats surpassent ceux de SALHI et al. (2019) [310], qui ont mesuré des zones d'inhibition allant de 9 à 15 mm contre plusieurs souches, dont *Micrococcus luteus*, *Bacillus subtilis*, *Listeria innocua* et *E. coli*.

D'autres études ont aussi mis en évidence des différences d'efficacité selon la fraction extraite. Par exemple, ALHADI et al. (2018) [311] ont rapporté une activité antimicrobienne plus élevée de la fraction d'acétate d'éthyle des feuilles de *P. lentiscus* comparée à l'extrait éthanolique brut, avec des zones d'inhibition atteignant 22 mm contre *P. aeruginosa*.

Enfin, l'étude de DALVAND et al. (2024) [312] a confirmé les propriétés antibactériennes de l'extrait hydro-alcoolique des feuilles de *P. atlantica*, notamment contre *B. cereus*, *P. aeruginosa*, *E. coli* et *S. aureus*. De même, RIGANE et al. (2016) [313] ont rapporté un effet similaire avec des extraits éthanoliques et aqueux de *P. atlantica* sur des bactéries à Gram positif et négatif. Ces observations sont également soutenues par les résultats de TOHIDI et al. (2011) [314], qui ont démontré une activité antibactérienne des extraits de *P. atlantica* et *P. khinjuk* contre *E. coli*, *S. aureus* et *S. epidermidis*.

L'analyse phytochimique de l'extrait a révélé la présence de divers composés bioactifs, parmi lesquels figurent les alcaloïdes, flavonoïdes, saponines, glycosides, tanins, stéroïdes et terpénoïdes. Ces substances sont largement reconnues pour leurs propriétés antimicrobiennes[315]. Par ailleurs, certains composés identifiés dans *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica*, tels que l'acide *p*-coumarique, la rutine et l'acide gallique, sont également bien documentés dans la littérature pour leur activité antimicrobienne. Ainsi, l'effet observé dans nos extraits pourrait être étroitement lié à la présence de ces molécules bioactives.

L'activité antimicrobienne observée dans nos extraits semble être directement liée à la présence de composés phénoliques, qui sont bien connus pour leur efficacité contre une large gamme de microorganismes, incluant des bactéries, des champignons et des virus [316 ; 317]. Les flavonoïdes, qui sont produits par les plantes en réponse au stress biotique, notamment lors d'attaques microbiennes [340] manifestent également une activité antimicrobienne importante in vitro, ciblant divers composants et fonctions cellulaires des microorganismes [316 ; 318].

Un exemple de cette diversité d'actions est l'acide p-coumarique, que l'on trouve dans les extraits de *P. lentiscus* et *P. atlantica*. Ce composé peut altérer la perméabilité membranaire, provoquer des fuites intracellulaires et perturber des fonctions cellulaires essentielles via une interaction directe avec l'ADN [319]. Les tanins, quant à eux, possèdent également une activité antimicrobienne marquée, mais leur efficacité est généralement dose-dépendante. Ils exercent leurs effets en formant des complexes avec les protéines des microorganismes, désactivant ainsi les adhésines, les enzymes et les structures membranaires [316 ; 320].

Les alcaloïdes, les tanins et les flavonoïdes agissent également en provoquant une fuite d'ions potassium à travers la membrane cytoplasmique, ce qui induit des lésions irréversibles [321]. L'efficacité antimicrobienne de ces métabolites secondaires est en grande partie liée à leur capacité à interagir avec des structures clés des microorganismes. En plus de leur action sur les membranes, ils peuvent inhiber des enzymes critiques pour le métabolisme bactérien, interférer avec la synthèse des acides nucléiques (ADN, ARN) et des protéines, et déstabiliser la membrane cytoplasmique [322 ; 323 ; 324 et 325]. Ces mécanismes d'action, souvent complémentaires, dépendent non seulement de la structure chimique des composés, mais aussi de la composition de la membrane bactérienne [326].

Selon MASON et WASSERMN (1987) [327], les composés phénoliques exercent leur activité antimicrobienne de manière similaire aux aldéhydes, l'efficacité étant proportionnelle à leur hydrophobicité. Ce mécanisme d'action pourrait impliquer la formation de complexes entre les groupes thiol des acides aminés impliqués dans la division cellulaire [328], ou encore un déséquilibre ionique membranaire, entraînant la mort cellulaire. À faible concentration, ces composés provoquent des effets réversibles, mais à des doses élevées, ils induisent une coagulation cellulaire irréversible [329].

Le mode d'action des polyphénols est donc multifactoriel. En plus de l'inhibition enzymatique (protéases, carbohydrases), ils peuvent désactiver des adhésines et des protéines membranaires [338]. Les flavonoïdes, notamment ceux qui sont faiblement hydroxylés et plus lipophiles, montrent une forte affinité pour les membranes cytoplasmiques, suggérant que celles-ci constituent leur cible principale [338]. Les tanins, eux, exercent leur effet en

complexant les protéines, soit en se fixant directement sur les sites actifs enzymatiques, soit en créant un encombrement stérique [330].

Ces composés peuvent également perturber la structure de la paroi cellulaire, provoquer des fuites intracellulaires et inhiber la synthèse des acides nucléiques, des protéines et des lipides [322 ; 323]. Leur mécanisme d'action inclut aussi la chélation des ions métalliques nécessaires à la croissance bactérienne [331]. Des flavonoïdes comme la myricétine ont montré une efficacité contre plusieurs souches multirésistantes, telles que *Burkholderia cepacia*, *Enterococcus* résistant à la vancomycine, *Klebsiella pneumoniae* et *Staphylococcus epidermidis* [332].

Enfin, la capacité inhibitrice des composés phénoliques est également renforcée par leur degré d'oxydation. Plus ces composés sont oxydés, plus leur activité antimicrobienne est prononcée [320]. Cette toxicité semble résulter de l'inhibition enzymatique, probablement par interaction avec les groupes sulfhydryles ou via des liaisons non spécifiques avec les protéines) [327].

L'hydrophobicité des polyphénols, comme les flavonols, joue aussi un rôle majeur, leur permettant de s'insérer dans les membranes phospholipidiques et d'agir à l'intérieur des cellules [333].

Nos résultats confirment que les extraits de *P. lentiscus* et *P. atlantica* possèdent une activité antibactérienne notable. Toutefois, l'intensité de cette activité varie en fonction de la souche bactérienne ciblée ainsi que du type d'extrait utilisé, ce qui reflète l'influence des méthodes d'extraction, des conditions expérimentales, et potentiellement de la variabilité chimique des plantes selon leur origine géographique ou environnementale. L'efficacité des extraits végétaux est également affectée par des facteurs environnementaux tels que les conditions climatiques et édaphiques, ainsi que les pratiques culturales, qui déterminent la concentration en métabolites bioactifs des plantes [334].

L'interaction entre les métabolites actifs présents dans les extraits végétaux est un facteur clé dans leur activité antibactérienne [335 ; 336]. La synergie entre les composés phénoliques, les terpènes et d'autres principes actifs peut optimiser leur efficacité antimicrobienne. En outre, La variabilité de l'efficacité de l'extrait peut être attribuée à sa composition chimique, notamment à la polarité des substances bioactives.

L'activité de ces composés semble dépendre de plusieurs facteurs tels que les conditions de séchage et de broyage de la plante, le mode d'extraction, ainsi que la concentration en principes actifs [337 ;338].

Nos résultats mettent en évidence le potentiel antimicrobien des extraits de *P. lentiscus* et *P. atlantica*, notamment grâce à la présence de flavonoïdes, de phénols.

III.3.2. Activité allélopathique :

L'activité allélopathique a porté sur l'évaluation des effets toxiques des extraits méthanoliques et aqueux des différents organes des deux espèces de *Pistacia*, sur la germination des graines de *Sinapis arvensis* et *Cannabis sativa*, pendant sept jours, en notant quotidiennement le nombre de graines germées et toute anomalie de croissance observée. Les critères d'appréciations sont le taux d'inhibition de la germination et la mesure des élongations de la partie aérienne et souterraine.

III.3.3.1. Taux d'inhibition

Les résultats indiqués dans les tableaux III.12, III.13, III.14 et III.15 représentent les taux d'inhibitions de la germination des graines des deux espèces d'adventices ciblées par les extraits des deux espèces de *Pistacia*, en fonction de la dose et du compartiment de la plante.

La germination des graines de *S. arvensis* est totalement inhibée qu'à des concentrations élevées des extraits de *P. lentiscus* (tableau III. 12). Le pourcentage d'inhibition atteint 100% pour les doses 0.25 mg/ml et 0.125 mg/ml des extraits méthanoliques et aqueux des fruits mûrs, ainsi que pour la dose 0.25 mg/ml des extraits méthanoliques et aqueux des feuilles et les extraits méthanoliques et aqueux des pédoncules et des fruits non mûrs. Une inhibition relativement faible de la germination (27,59 %) est observée avec la dose 0.062 mg/ml de l'extrait méthanolique des pédoncules. Un pourcentage d'inhibition maximal des graines de *C. sativa* de 84,61 % est noté par ailleurs avec la dose 0.25 mg/ml des extraits méthanoliques des feuilles et des fruits mûrs, tandis qu'une faible inhibition de la germination (7,69%) est notée pour la dose 0.062 mg/ml de l'extrait aqueux des pédoncules, (tableau III. 12).

Le pourcentage d'inhibition de la germination des graines de *S. arvensis* atteint 100 % pour la dose 0.25 mg/ml des extraits EMAF, EMAFN, EAAF et EALFN de *P. atlantica*. Le taux le plus faible (21,67%) est constaté avec la dose 0.062 mg/ml de l'extrait EMLP.

Tableau III.12. Effet des extraits méthanoliques de *P. lentiscus* sur la longueur de la racine (LR), la longueur de la partie aérienne (LPA), le pourcentage de germination (PG) et le pourcentage d'inhibition de la germination (PIG) de *S. arvensis* et *C. sativa*.

(**E.M.L** : extrait methanolique lentisque , **LF**: lentisque feuille, **LP** : lentisque pédoncule , **LFN** : lentisque fruit non mature , **LM** :lentisque fruit mature).

Extraits	Dose (mg/ml)	<i>Sinapis arvensis</i>			<i>Cannabis sativa</i>		
		LR (cm)	LPA (cm)	PIG (%)	LR (cm)	LPA (cm)	PIG (%)
EMLF	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	100	0,00±0,000	0,00±0,000	84,61
	0.125	0,00±0,000	0,00±0,000	89,66	1,03±0,170	1,17±0,047	15,38
	0.062	0,90±0,283	1,93±0,634	53,45	1,00±0,294	1,07±0,262	15,38
	Témoin	4,33±0,125	4,03±0,741	/	2,63±0,189	3,10±0,143	/
EMLP	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	89,66	0,00±0,000	0,00±0,000	80,78
	0.125	0,13±0,189	0,30±0,424	43,10	0,00±0,000	0,00±0,000	26,92
	0.062	0,60±0,216	1,10±0,163	27,59	1,03±0,094	1,00±0,082	19,23
	Témoin	4,33±0,125	4,03±0,741	/	2,63±0,189	3,10±0,143	/
EMLFN	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	91,38	0,00±0,000	0,00±0,000	61,54
	0.125	0,23±0,330	0,47±0,660	48,28	0,50±0,163	0,90±0,356	30,77
	0.062	1,50±0,082	2,40±0,216	34,49	0,63±0,189	1,17±0,249	26,92
	Témoin	4,33±0,125	4,03±0,741	/	2,63±0,189	3,10±0,143	/
EMLFM	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	100	0,00±0,000	0,00±0,000	84,61
	0.125	0,00±0,000	0,00±0,000	100	0,00±0,000	0,00±0,000	69,24
	0.062	0,43±0,368	0,70±0,283	68,97	0,63±0,262	0,80±0,294	61,53
	Témoin	4,33±0,125	4,03±0,741	/	2,63±0,189	3,10±0,143	/

Tableau III.13. Effet des extraits aqueux de *P. lentiscus* sur la longueur de la racine (LR), la longueur de la partie aérienne (LPA), le pourcentage de germination (PG) et le pourcentage d'inhibition germination (PIG) de *S. arvensis* et *C. sativa* (E.M.L : extrait methanolique lentisque LF: lentisque feuille, LP : lentisque pédoncule , LFN : lentisque fruit non mature , LM :lentisque fruit mature).

Extraits	Dose (mg/ml)	<i>Sinapis arvensis</i>			<i>Cannabis sativa</i>		
		LR (cm)	LPA (cm)	PIG (%)	LR (cm)	LPA (cm)	PIG (%)
EALF	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	100,00	0,53±0,125	0,97±0,094	76,92
	0.125	0,53±0,189	0,80±0,616	82,76	0,70±0,000	0,50±0,000	53,85
	0.062	0,80±0,163	1,73±0,660	41,38	1,27±0,450	1,47±0,411	19,23
	Témoin	4,33±0,125	4,03±0,741	/	2,63±0,189	3,10±0,143	/
EALP	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	100,00	0,00±0,000	0,00±0,000	26,92
	0.125	0,00±0,000	0,00±0,000	75,87	0,47±0,094	0,57±0,309	23,08
	0.062	0,97±0,047	1,17±0,125	31,03	0,60±0,216	0,80±0,163	7,69
	Témoin	4,33±0,125	4,03±0,741	/	2,63±0,189	3,10±0,143	/
EALFN	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	100,00	1,27±0,330	1,17±0,386	53,85
	0.125	0,00±0,000	0,00±0,000	93,10	1,43±0,205	1,27±0,386	42,31
	0.062	0,40±0,000	1,37±0,262	81,04	1,50±0,163	1,33±0,249	38,46
	Témoin	4,33±0,125	4,03±0,741	/	2,63±0,189	3,10±0,143	/
EALFM	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	100,00	0,00±0,000	0,00±0,000	61,53
	0.125	0,00±0,000	0,50±0,707	100,00	0,00±0,000	0,00±0,000	53,85
	0.062	0,23±0,330	0,77±0,655	93,10	0,40±0,000	0,60±0,163	15,38
	Témoin	4,33±0,125	4,03±0,741	/	2,63±0,189	3,10±0,143	/

Tableau III.14. Effet des extraits méthanoliques de *P. atlantica* sur la longueur de la racine (LR), la longueur de la partie aérienne (LPA), le pourcentage de germination (PG) et le pourcentage d'inhibition de la germination (PIG) de *S. arvensis* et *C. sativa*. (E.M.A : extrait méthanolique *P.atlantica* ; AF: *P.atlantica* feuille, AP : *P.atlantica* pédoncule , AFN : *P.atlantica* fruit non mature , AFM : f *P.atlantica* Fruit mature).

Extraits	Dose (mg/ml)	<i>Sinapis arvensis</i>			<i>Cannabis sativa</i>		
		LR (cm)	LPA (cm)	PIG (%)	LR (cm)	LPA (cm)	PIG (%)
EMAF	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	100,00	0,00±0,000	0,00±0,000	96,15
	0.125	0,00±0,000	0,10±0,141	98,33	0,37±0,519	0,67±0,943	84,61
	0.062	0,37±0,047	0,50±0,082	53,33	0,70±0,082	0,90±0,082	46,16
	Témoin	3,40±0,283	4,03±0,544	/	2,53±0,377	3,10±1,143	/
EMAP	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	96,67	0,47±0,411	0,57±0,419	65,38
	0.125	0,50±0,082	0,73±0,047	70,00	0,70±0,082	0,63±0,287	46,15
	0.062	1,07±0,094	2,23±0,330	21,67	1,00±0,294	1,00±0,294	38,46
	Témoin	3,40±0,283	4,03±0,544	/	2,53±0,377	3,10±1,143	/
EMAFN	0.25	0,00±0,000	0,07±0,094	100,00	0,00±0,000	0,00±0,000	80,78
	0.125	0,00±0,000	0,37±0,047	81,67	0,00±0,000	0,00±0,000	84,61
	0.062	0,23±0,170	0,67±0,499	55,00	0,83±0,047	1,27±0,262	34,62
	Témoin	3,40±0,283	4,03±0,544	/	2,53±0,377	3,10±1,143	/
EMAFM	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	98,33	0,00±0,000	0,00±0,000	80,77
	0.125	0,00±0,000	0,00±0,000	88,33	0,50±0,163	1,03±0,205	50,00
	0.062	0,43±0,125	0,50±0,000	41,67	0,60±0,283	1,60±0,638	3,84
	Témoin	3,40±0,283	4,03±0,544	/	2,53±0,377	3,10±1,143	/

Tableau III.15. Effet des extraits aqueux de *P. atlantica* sur la longueur de la racine (LR), la longueur de la partie aérienne (LPA), le pourcentage de germination (PG) et le pourcentage d'inhibition de la germination (PIG) de *S. arvensis* et *C. sativa*. (E.A.A : extrait aqueux *P. atlantica* ; AF: *P. atlantica* feuille, AP : *P. atlantica* pédoncule, AFN : *P. atlantica* fruit non mature, AFM : *P. atlantica* Fruit mature)

Extraits	Dose (mg/ml)	<i>Sinapis arvensis</i>			<i>Cannabis sativa</i>		
		LR (cm)	LPA (cm)	PIG (%)	LR (cm)	LPA (cm)	PIG (%)
EAAF	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	100,00	0,00±0,000	0,00±0,000	100,00
	0.125	0,00±0,000	0,00±0,000	81,67	0,00±0,000	0,00±0,000	100,00
	0.062	0,40±0,082	0,93±0,205	55,00	0,63±0,047	0,57±0,047	80,78
	Témoin	3,40±0,283	4,03±0,544	/	2,53±0,377	3,10±1,143	/
EAAP	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	98,33	0,13±0,189	0,10±0,141	53,84
	0.125	0,00±0,000	0,00±0,000	88,33	0,30±0,000	0,53±0,170	46,15
	0.062	1,37±1,161	1,63±0,579	41,67	0,40±0,082	0,73±0,189	42,30
	Témoin	3,40±0,283	4,03±0,544	/	2,53±0,377	3,10±1,143	/
EAAFN	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	100,00	0,00±0,000	0,00±0,000	57,70
	0.125	0,27±0,189	0,83±0,368	68,33	0,37±0,047	0,63±0,340	30,76
	0.062	0,80±0,163	1,70±0,327	28,33	0,87±0,205	1,47±0,287	7,69
	Témoin	3,40±0,283	4,03±0,544	/	2,53±0,377	3,10±1,143	/
EAAFM	0.25	0,00±0,000	0,00±0,000	98,33	0,00±0,000	0,00±0,000	61,54
	0.125	0,00±0,000	0,00±0,000	88,33	0,23±0,170	0,27±0,249	57,69
	0.062	0,23±0,330	0,67±0,377	46,67	0,37±0,287	0,63±0,464	50,00
	Témoin	3,40±0,283	4,03±0,544	/	2,53±0,377	3,10±1,143	/

Le taux d'inhibition maximal de la germination des graines de *C. sativa* est de 100 % avec les doses 0.25 et 0.125 mg/ml μ g/ml des extraits EAAF, alors que le pourcentage le plus bas est de 7,69 % avec la dose 0.062 mg/ml de l'extrait EAFN, (tableau III. 5).

III.3.2.2. Actions des extraits sur certains paramètres de croissance des plantules de *S. arvensis* et *C. sativa*

Les tableaux III.12, III.13, III.14 et III.15, regroupent les variations de la longueur de la partie aérienne et racinaire en fonction des différents traitements aux extraits de *P. lentiscus* et *P. atlantica*.

D'après les résultats présentés dans les, la majorité des extraits de *P. lentiscus* inhibe totalement la croissance des parties aériennes et racinaires de *S. arvensis* aux doses 0.25 μ g/ml et 0.125 μ g/ml des extraits méthanoliques des feuilles, des fruits mûrs, des pédoncules et des fruits non mûrs (tableaux III.12 et III.13). Il en est de même pour les extraits aqueux des pédoncules et des fruits non mûrs qui inhibent significativement à la dose 0.25 mg/ml la croissance aérienne et racinaire de la plante. Une inhibition modérée de la croissance est observée à la dose 0.062 mg/ml de la majorité des extraits testés, en comparaison avec la croissance des plantules de *S. arvensis* du témoin négatif, dont la longueur des parties aériennes et racinaires varie entre $[0,23 \pm 0,33/0,70 \pm 0,283 \text{ cm à } 1,5 \pm 0,082 \text{ cm } /2,40 \pm 0,216]$.

Concernant *C. sativa*, la croissance des parties aériennes et racinaires est totalement inhibée sous l'effet des extraits EMAP, EMAFM et EAAFM aux doses 0.25 mg/ml et 0.125 μ g/ml. Avec les extraits méthanoliques des feuilles, des fruits non mûrs ainsi qu'avec les extraits aqueux des pédoncules, aucune croissance des deux parties de la plante n'a été remarquée à la dose 0.25 mg/ml. À la dose 0.062 mg/ml, pour d'autres extraits, la variation des longueurs de la partie aérienne et racinaire varie de $[0,63 \pm 0,262/0,60 \pm 0,163 \text{ cm à } 1,5 \pm 0,163 \text{ cm } /1,47 \pm 0,411]$.

La plupart des extraits de *P. atlantica* inhibent fortement la croissance des parties aériennes et racinaires de *S. arvensis* aux doses 0.25 et 0.125 mg/ml (tableaux III.13 et III.14). Pour les extraits EMAF, EMAP, EMAFN, EMAFM, EAAF, EAAP, EAAFN et EAAFM, la longueur des parties aériennes et racinaires est de $0,00 \pm 0,00 \text{ cm}/0,00 \pm 0,00 \text{ cm}$ à la dose D1. En revanche, pour d'autres extraits, la longueur des

parties aériennes et racinaires varie entre $[0,23 \pm 0,170 \text{ cm}/0,50 \pm 0,00 \text{ cm} - 1,37 \pm 1,16 \text{ cm}/2,23 \pm 0,30 \text{ cm}]$ à la dose D3. Concernant *C. sativa*, la croissance des parties aériennes et racinaires est totalement inhibée sous l'effet des extraits EMAFN et EAAF aux doses D1 et D2. En revanche, pour les extraits EMLF, EMLFM, EMAF, EAAFN et EAAFM, la longueur des parties aériennes et racinaires est de $0,00 \pm 0,00 \text{ cm}$ à la dose D1. À la dose D3, pour d'autres extraits, la longueur des parties aériennes et racinaires varie entre $[0,70 \pm 0,082 \text{ cm}/0,90 \pm 0,082 \text{ cm} - 0,87 \pm 0,205 \text{ cm}/1,47 \pm 0,262 \text{ cm}]$.

III.3.1.3.Traitement des données :

L'analyse de l'effet inhibiteur des extraits des deux espèces de *Pistacia* sur la germination et la croissance de *S. arvensis* et *C. sativa* révèle des différences très hautement significatives ($P \leq 0,001$), en fonction de la plante, la dose, l'extrait végétal testé et l'espèce adventice cible. Les différences de taux d'inhibition de la germination des deux plantes cibles (tableau III.19) et les différences des moyennes des longueurs des parties racinaires (ER) et aériennes (EA) sont montrées à travers une ANOVA suivie du test de Tukey (tableau III.16) et à travers l'ACP et la CAH (figure III.17 à III.20).

Les similitudes et différences existantes entre les paramètres étudiés permettent de mettre en évidence les effets des différentes concentrations des extraits des plantes sur les taux d'inhibition de la germination et la croissance des deux adventices.

Les similitudes et différences existantes entre les paramètres étudiés permettent de mettre en évidence les effets des différentes concentrations des extraits des plantes sur les taux d'inhibition de la germination et la croissance des parties aériennes et racinaires de deux espèces nuisibles.

Tableau III. 16. Comparaisons des taux d'inhibition de la germination de *S. arvensis* et *C. sativa* par les extraits des deux espèces de *Pistacia*.

	EMPL	EMPA	EAPL	EAPA
SA	70,5466 a	75,4167 a	83,1888 a	74,5825 a
CS	48,0744 b	59,2917 b	39,4218 b	57,3698 b
FM	80,7237 a	60,4888 a	70,6423 a	67,0918 b
FN	48,8959 b	72,7783 a	68,1256 a	48,801 c
P	47,878 b	56,3881 a	57,5597 a	61,7709 b
F	59,7442 ab	79,7616 a	48,8936 a	86,2409 a
D1_250	86,5711 a	89,7589 a	77,4029 a	83,7169 a
D2_125	52,9168 b	75,4611 a	65,5997 a	70,1578 b
D3_62,5	38,4435 b	36,8426 b	40,9133 a	44,0538 c

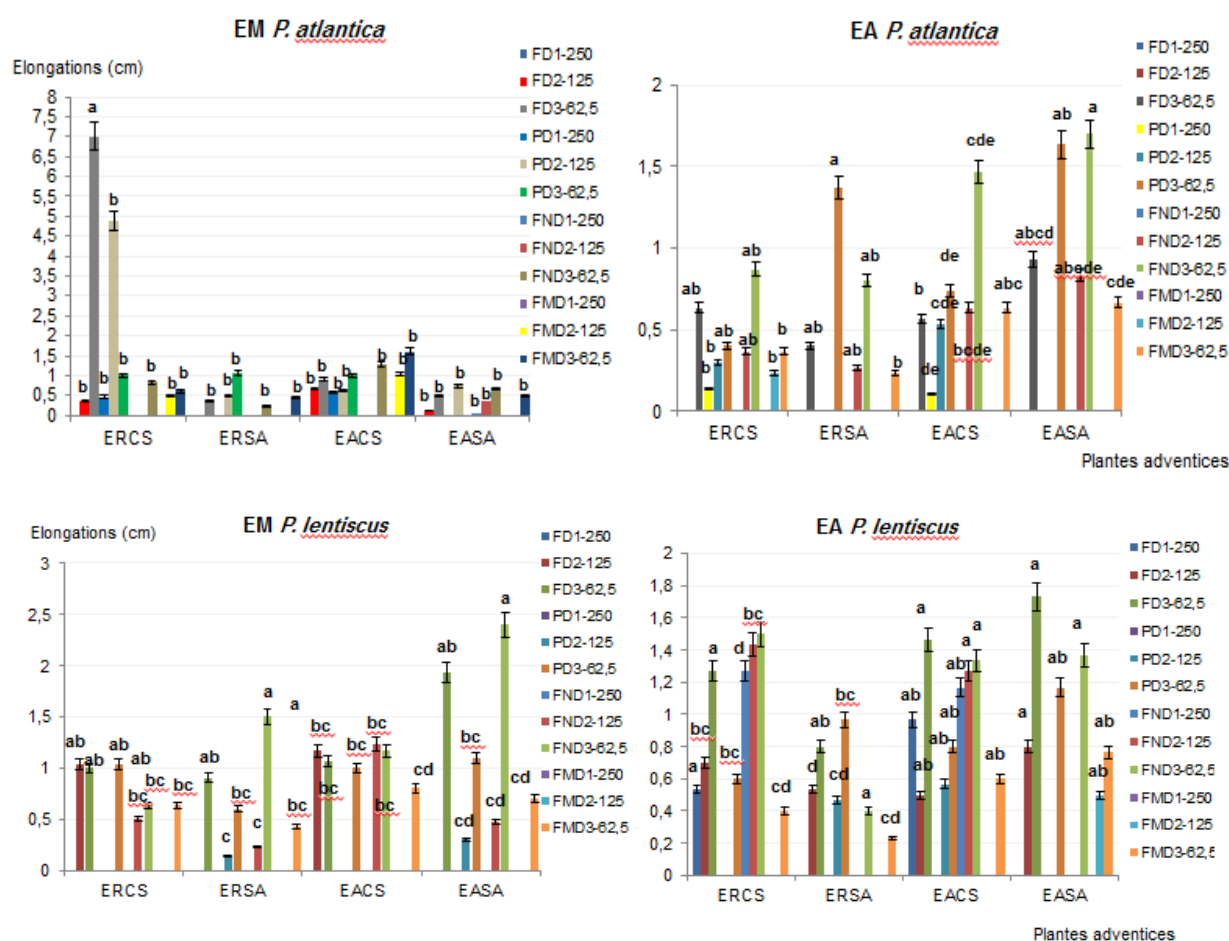


Figure III. 16. Variation des élongations racinaires et aériennes des deux adventices cibles par les extraits végétaux testés (Moyennes globales + groupes homogènes, ANOVA, test post Hoc de Tukey) (ER-EA/CS-SA : élongations racinaire et aérienne de *C. sativa* et *S. arvensis*, F : feuille, P : pédoncule, FN : fruits non mûrs, FM : fruits mûrs, D1 à D3 : doses utilisées)

Le pourcentage d'inhibition de germination est corrélé négativement sur l'axe 1, contrairement à la croissance des parties aériennes et racinaires qui est corrélée positivement sur l'axe 1 pour tous les extraits (méthanolique et aqueux) des quatre organes (feuille, pédoncule, fruit non mature et fruit mature) des deux plantes (figure III.17a, III.18a, III. 19a et III. 20a).

L'axe F1 et l'axe F2 représentent respectivement 75,58% et 13,72% de l'information totale sur le plan factoriel de l'analyse concernant la projection des variables de l'effet de l'extrait méthanolique du pistachier lentisque. Le premier groupe de l'ACP explique l'effet sur l'inhibition de germination des concentrations D1M, D2FM, D1P, D2P, D1 et D1FN alors que le deuxième groupe renseigne sur l'effet sur la croissance aérienne et racinaire aux concentrations D2FN, D3FN, D2F, D3F, D3P et D3FM de l'extrait méthanolique des 4 organes de *P. lentiscus* (figure III.17).

L'ACP et la CAH de la projection des variables taux d'inhibition de la germination de *C. sativa* et *S. arvensis* en relation avec les extraits aqueux, d'après le plan factoriel F1(64,64%) x F2 (22,89%), montrent deux groupes homogènes (figure III.19b,d). Le premier groupe explique l'effet sur l'inhibition de germination des deux adventices cibles des concentrations D1P, D2P, D1FM et D2FM, tandis que le deuxième groupe correspond à l'effet sur la croissance aérienne et racinaire selon les concentrations D1FN, D2FN, D3FN, D1F, D2F, D3F, D3P et D3FM de l'extrait aqueux des 4 organes de *P. lentiscus*. Concernant l'effet herbicide de l'extrait méthanolique des fruits, pédoncules, fruits non mûrs et mûrs de *P. atlantica* (figure III.19), les axes F1 (78,77%) et F2 (15,72%) ont été retenus pour l'ACP. La classification ascendante hiérarchique fait ressortir deux groupes homogènes ; le premier groupe explique l'effet inhibiteur de la germination des deux adventices en relation avec concentrations D1FN, D2FN, D1F, D2F, D1P et D1FM. Le deuxième groupe explique l'effet sur la croissance aériennes et racinaire des deux plantes testées avec les concentrations D2FM, D3FM, D2P, D3P, D3 et D3FN l'extrait aqueux des 4 organes de *P. atlantica*. Pour la figure

III.20b,d : L'axe F1 qui représente 80,76% de l'information totale L'axe F2 qui représente 10,96% de l'information totale. L'ACP et la CAH font ressortir deux groupes homogènes ; Le première groupe explique l'effet sur l'inhibition de germination des deux plantes nuisible testes des concentrations de (D1FM, D2FM, DP1, D2P, D1F,D2F et D1FN). L'extrait méthanolique des 4 organes de *P. atlantica*. Pour le deuxième groupe ; explique l'effet sur la croissance aériennes et racinaire des deux plantes nuisible testes des concentrations de D2FN, D3FN, D3F, D3P et D3FM l'extrait aqueux des 4 organes de *P. atlantica*.

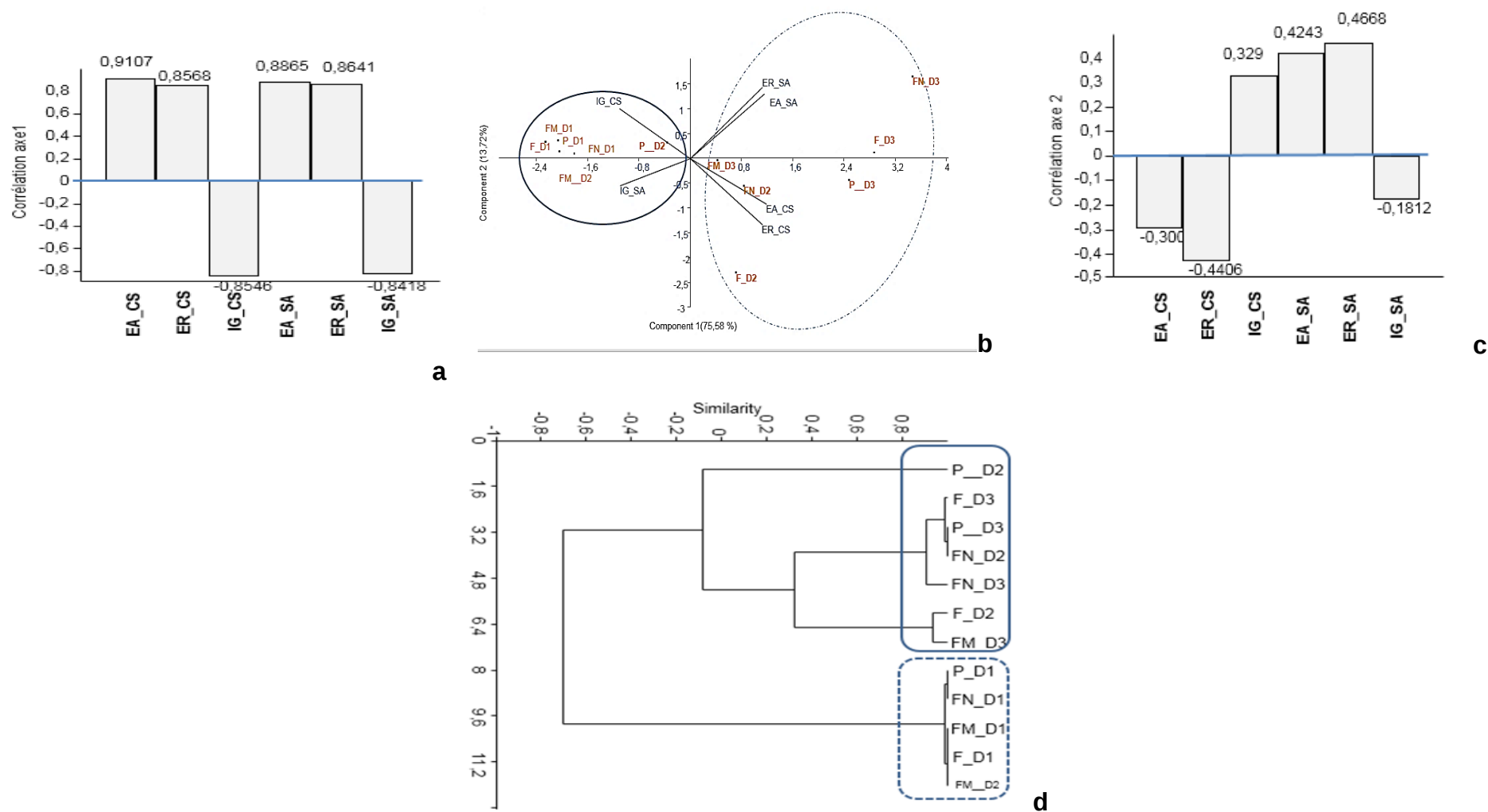


Figure III.17: Analyse en composantes principales de l'effet allélopathique de l'extrait méthanolique de *P. lentiscus*.

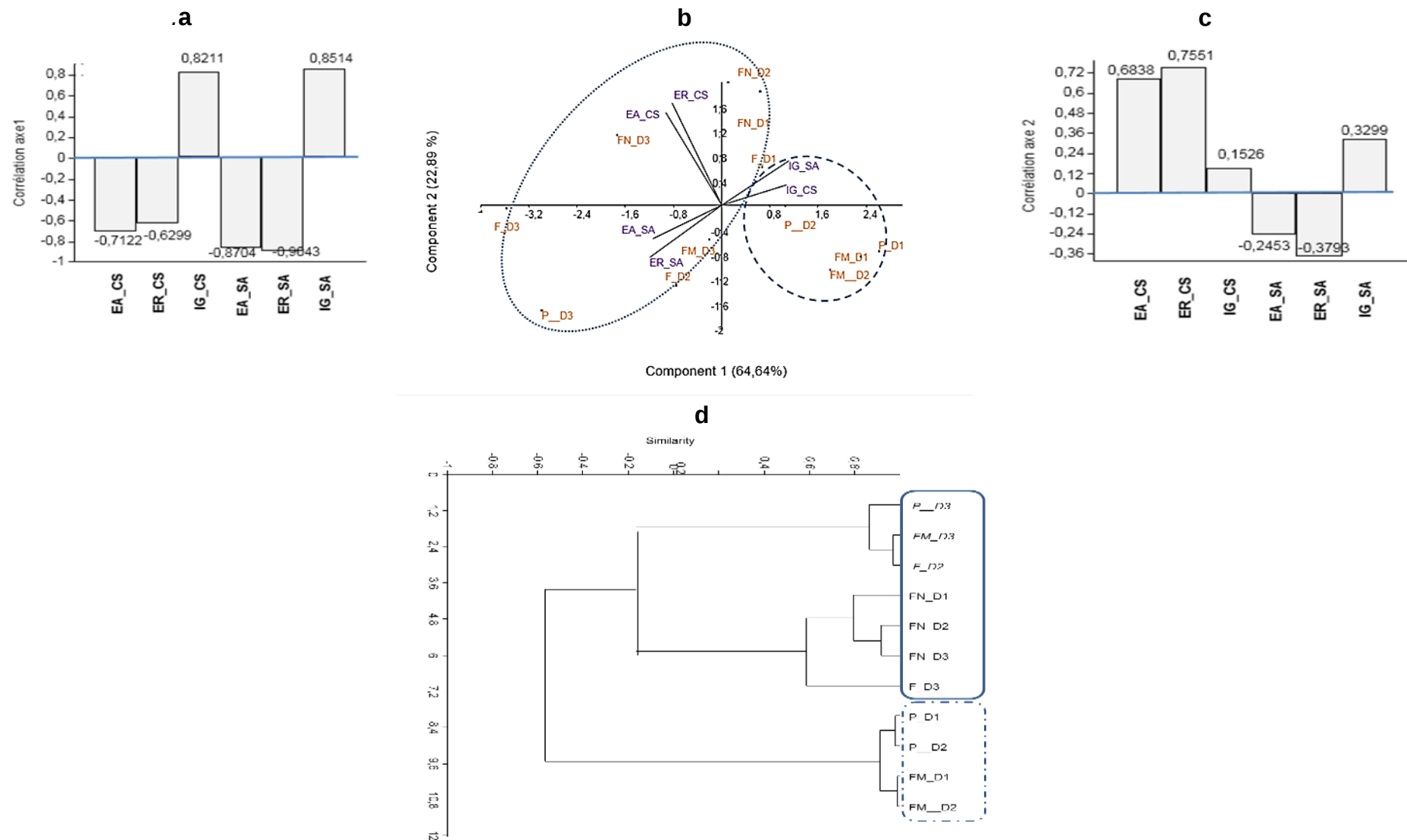


Figure III.18: Analyse en composantes principales de l'effet allélopathique de l'extrait aqueux de *P. lentiscus*

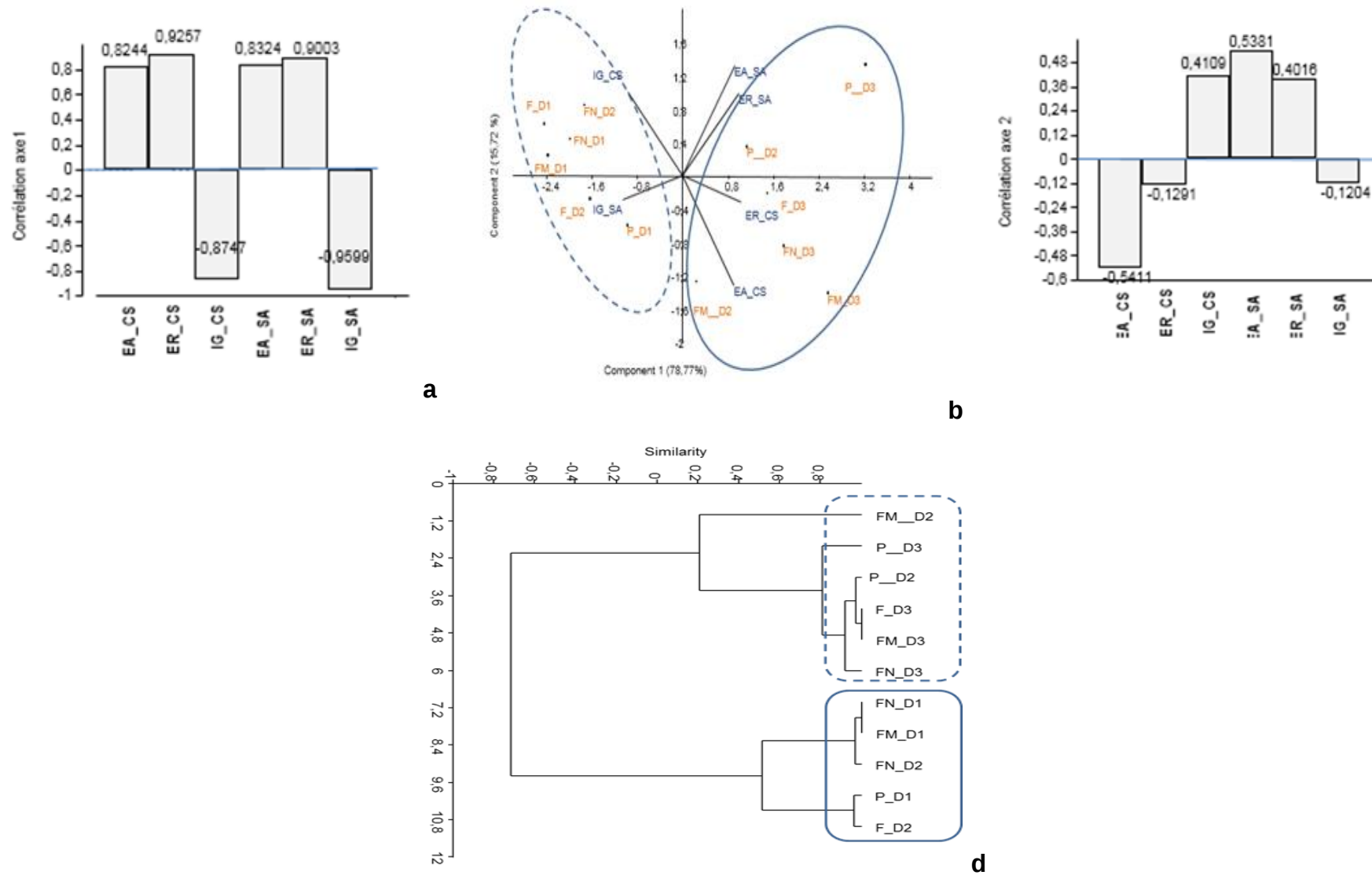


Figure III.19: Analyse en composantes principales de l'effet allélopathique de l'extrait méthanolique de *P.atlantica*

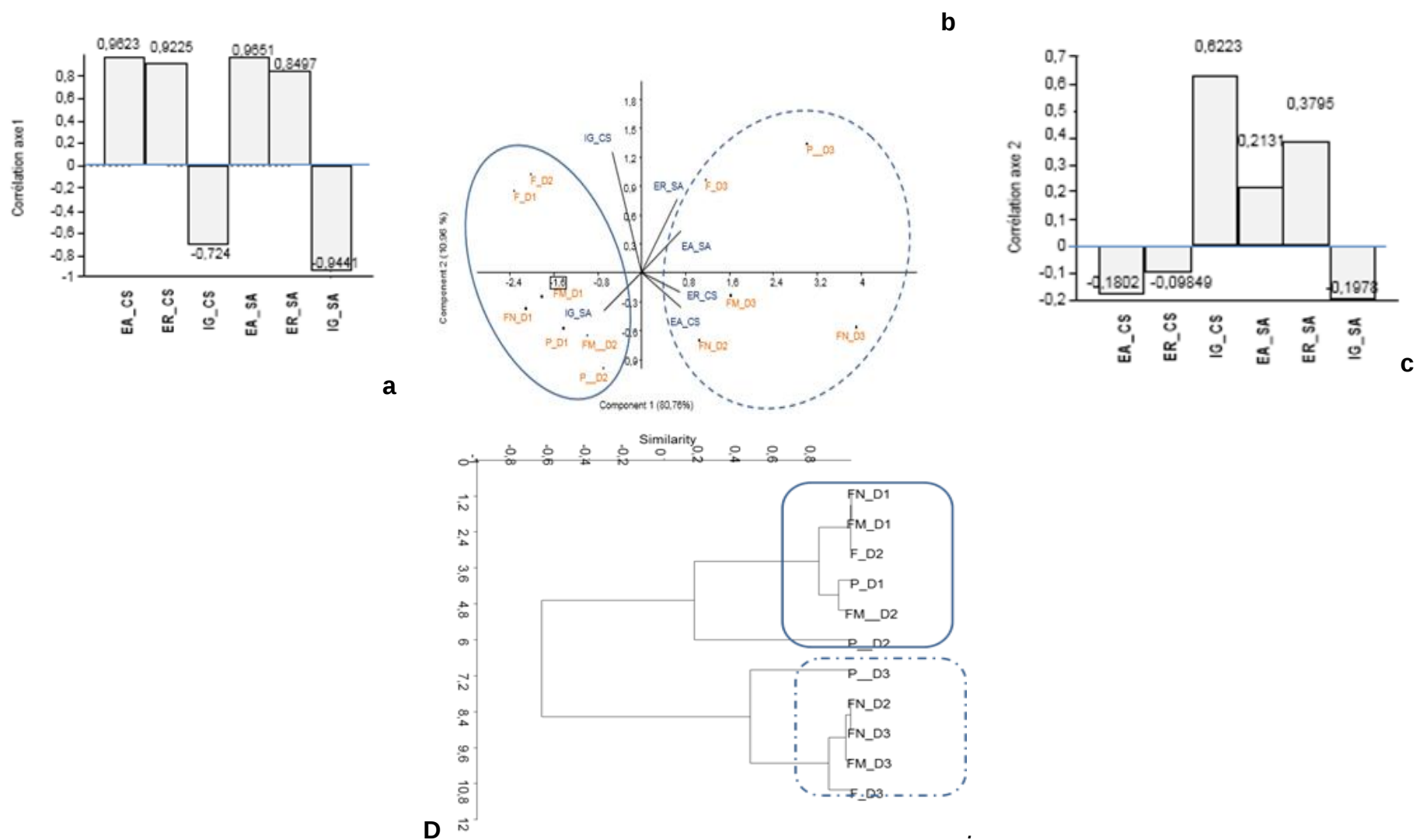


Figure III.20: Analyse en composantes principales de l'effet allélopathique de l'extrait aqueux de *P. atlantica*

➤ Discussion :

D'après les résultats des tableaux, l'effet inhibiteur des extraits méthanolique et aqueux des différents organes de *P. lentiscus* et *P. atlantica* sur la germination des graines de *Canapis sativa* et *Sinapis arvensis* présente une large variation des taux d'inhibition, allant de 100 % à 5 %. Pour *P. lentiscus*, il est observé qu'à des concentrations élevées, la germination des graines est complètement inhibée. Le pourcentage d'inhibition de la germination des graines de *S. arvensis* atteint 100 % pour les fortes doses des extraits aqueux et méthanolique des fruits mature et feuille. En revanche, ce pourcentage d'inhibition est relativement faible pour la concentration la plus faible (D3). De plus, les graines de *C. sativa* semblent être plus résistantes aux effets inhibiteurs des extraits, avec un pourcentage d'inhibition maximal de 84,61 % pour la dose D1 des extraits méthanolique de feuille et fruit mature, tandis que le pourcentage d'inhibition est le plus faible pour la concentration D3.

Concernant les extraits de *P. atlantica*, il est constaté qu'à des concentrations élevées, la germination des graines de *S. arvensis* est complètement inhibée. Le pourcentage d'inhibition atteint 100 % pour la dose D1 des extraits méthanolique et aqueux de de feuille et fruit non mature, tandis que le pourcentage d'inhibition est le plus faible pour la concentration la plus faible (D3). Par ailleurs, les graines de *C. sativa* semblent être plus sensibles aux effets inhibiteurs des fortes doses, avec un taux d'inhibition maximal de la germination de 100 % pour les concentrations D1 et D2 des extraits aqueux des feuille, alors que le pourcentage d'inhibition le plus bas est observé pour la concentration D3 de l'extrait aqueux de fruit non mature.

Selon les résultats des tableaux, l'application des extraits à différentes concentrations entraîne des modifications morphologiques des parties aériennes et racinaires de *Cannabis sativa* et *Sinapis arvensis*. Chez certaines graines, la germination s'arrête dès l'apparition de la racicule, provoquant ainsi des anomalies de croissance telles qu'un ralentissement du développement racinaire et un gonflement de la graine.

Les extraits méthanolique de feuille et fruits mature de *P. lentiscus* inhibe totalement la croissance des parties aériennes et racinaires de *S. arvensis* et *C. sativa* aux doses D1 et D2, avec une longueur mesurée de $0,00 \pm 0,00$ cm. De plus, à la dose

D3, une inhibition partielle de la croissance est observée, bien que moins marquée que pour les doses supérieures, par rapport aux plantules du témoin.

De même, les extraits méthanolique de fruit non mature, fruits mature et pédoncule de *P. atlantica* suppriment entièrement la croissance des parties aériennes et racinaires de *S. arvensis* aux doses D1 et D2. En revanche, les extraits méthanolique et aqueux de fruit mature de *P. atlantica* inhibent totalement la croissance des parties aériennes et racinaires de *C. sativa* à ces mêmes concentrations. À la dose D3, la croissance est moins affectée, avec une inhibition modérée des parties aériennes et racinaires selon les extraits testés.

Ces résultats mettent en évidence l'effet inhibiteur des extraits sur la germination des graines traitées. Le taux de germination diminue progressivement avec l'augmentation de la concentration des extraits, l'inhibition la plus marquée étant observée à une concentration de 0,25 mg/mL. Il ressort clairement que l'inhibition varie en fonction de la concentration des extraits méthanolique et aqueux. Aux doses les plus élevées, ces extraits bloquent la germination des graines, en particulier ceux issus des fruits immatures et des feuilles, suggérant ainsi un fort potentiel allélopathique. Selon CHON (2000) [339], plus la concentration de l'extrait augmente, plus l'inhibition est prononcée. L'analyse phytochimique de nos extraits a révélé la présence de métabolites secondaires tels que les polyphénols et les flavonoïdes. Une teneur particulièrement élevée en coumarine a été observée dans tous les extraits, à l'exception des feuilles de *P. atlantica*, où la rutine, l'acide gallique et acide malique se sont révélés être les principaux composés phénoliques.

Ces effets allélopathiques peuvent être attribués à la richesse en composés phénoliques des extraits de *P. lentiscus* et *P. atlantica*. En effet, les polyphénols jouent un rôle clé dans les interactions allélopathiques en inhibant la germination ou la croissance d'autres espèces végétales .

Concernant le développement des plantules, on observe une variation de la longueur des parties aériennes et racinaires en fonction des différents traitements à base d'extraits de *P. lentiscus* et *P. atlantica*, comparativement au témoin. De plus, ces extraits ont exercé une phytotoxicité plus marquée sur l'allongement racinaire et aérien de toutes les espèces testées, probablement en raison du contact direct avec

les composés actifs. L'allongement des plantules s'est révélé plus sensible aux effets des autotoxines que le taux de germination, comme l'ont également rapporté CHON et al. (2000) [339] et CHUNG et MILLER (1995).[340]

Nos observations concordent avec celles de THAIR et al. (2019)a,[341] TAGHVAAEEFARD (2014) [342] et MARTA et al. (2024) [343], qui ont montré que les graines de certaines espèces peuvent être inhibées par des extraits de plantes du genre *Pistacia* et que ces extraits influencent également la germination. Nos résultats corroborent également les travaux de TAHIAIR et al., (2019)a [341], qui ont étudié l'effet allélopathique des extraits de fruits et de racines de *Pistacia atlantica* sur deux espèces adventices (*Vicia narbonensis* et *Sinapis arvensis*) à l'aide de tests de germination. Ils ont constaté que ces extraits inhibaient significativement la germination et la croissance des deux espèces.

Nos résultats sont cohérents avec ceux rapportés par BULT et al. (2011) [345], qui ont observé un effet inhibiteur lors de l'application d'un extrait de *Pistacia terebinthus* à 200 ppm, mais non à une concentration plus faible. De plus, ALYOUSEF et IBRRAHIM (2015) [346] ont constaté que l'augmentation de la quantité de poudre ajoutée au sol amplifiait l'effet des résidus de feuilles de pistachier sur le retard de germination de *Medicago sativa* L. De même, TAHIR et al. (2019b)[347] ont observé que les extraits d'écorce, de tige et de feuilles de *P. atlantica subsp. kurdica* réduisaient significativement la croissance de certaines cultures et adventices. Nos résultats concordent avec les leurs, car, chez *Sinapis arvensis* (moutarde sauvage), l'effet de l'extrait de feuilles et de fruits de *P. lentiscus* et *P. atlantica* était similaire à celui des extraits de fruits. De manière générale, nos résultats sont également en accord avec ceux obtenus avec les extraits de feuilles de *Pistacia khinjuk* [342]. Une étude récente de MARTA et al. (2024) [344] a montré que les extraits aqueux de feuilles de *P. vera* présentaient des effets allélopathiques.

L'effet allélopathique se manifeste non seulement par un retard ou une inhibition de la germination, mais aussi par des modifications de la croissance de la radicule et de la coléoptile, reflétant ainsi l'état physiologique de la graine durant la germination. En effet, la percée des enveloppes par la radicule et son allongement sont des indicateurs couramment utilisés pour déterminer la réussite du processus de germination [244].

L'inhibition observée pourrait être liée à la concentration en molécules bioactives présentes dans les extraits, capables d'entraver la germination de certaines espèces végétales. Les différences d'effets entre les extraits de *P. lentiscus* et *P. atlantica* peuvent être expliquées par la nature spécifique des substances allélochimiques qu'ils contiennent, ainsi que par leurs propriétés physicochimiques. En effet, HAO et al. (2007)[348] ont démontré que le potentiel allélopathique peut varier selon les différentes parties de la plante, la concentration des extraits et les fractions extraites [348].

Les composés allélochimiques identifiés dans *P. lentiscus* et *P. atlantica*, notamment l'acide gallique et l'acide p-coumarique, peuvent inhiber la germination en interférant avec divers processus physiologiques. Les études menées par PARVE et al. (2003) [349] suggèrent qu'il existe une relation entre la présence de certains groupes chimiques dans ces composés et leur activité allélopathique. Selon BATISH et al. (2008) [350], les principaux composés responsables de ces effets sont l'acide p-coumarique, l'acide gallique et l'acide férulique. Par ailleurs, les coumarines et les acides phénoliques influencent l'état hydrique des plantes en limitant la formation des racines fasciculées [351].

Les résultats de RUDRAPPA et al. (2007) [352] ont identifié l'acide gallique comme le composé responsable de la phytotoxicité des racines de *Phragmites australis*. GOLISZ et al. (2007) [353] ont constaté que la rutine avait le plus grand effet inhibiteur sur la croissance des tiges et que l'acide gallique réduisait également significativement la croissance de la moutarde. De plus, KORDBACHEH et al. (2017) [354] ont identifié la rutine comme l'un des principaux composants des extraits de feuilles de *Pistacia atlantica* sous-espèce *kurdica*. HUSSAIN et REIGOSA (2014) [355] ont également observé une réduction de la germination et de la longueur des racines chez *Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh., en lien avec la concentration de rutine. Ces auteurs ont suggéré que l'action bioherbicide de la rutine intervient dans la germination, le développement des plantules et la croissance des racines en perturbant la respiration mitochondriale via son influence sur la glycolyse, le cycle de Krebs et le transport des électrons [355].

La réduction du potentiel osmotique de la sève cellulaire impacte directement la surface foliaire ainsi que la croissance en longueur des racines et des parties

aériennes. Elle entraîne également la fermeture des stomates, ce qui diminue l'absorption de CO₂ et réduit ainsi la photosynthèse [356 ; 357 ;358].

Selon WALLER (1991) [359] et SIQUEIRA et al. (1989) [360], ces composés secondaires jouent un rôle protecteur contre les bio-agresseurs (insectes, bactéries, champignons), mais ils peuvent aussi affecter la croissance d'autres plantes. Leur mode d'action repose sur plusieurs mécanismes : inhibition de la division et de l'élongation cellulaire, perturbation de la synthèse protéique, modification de la perméabilité membranaire et de l'absorption minérale, altération de la photosynthèse et de la respiration, ainsi qu'une interférence négative avec les hormones de croissance [361 ; 362, 363]. SINGH et THAPAR (2003) [364] ainsi que BELZ et HURLE (2004) [365] ont démontré que ces composés allélopathiques influencent significativement le métabolisme des phytohormones. Leur potentiel herbicide en fait des candidats prometteurs pour le développement de nouvelles stratégies de lutte biologique contre les mauvaises herbes.

Concernant leur impact sur la croissance, ces substances peuvent inhiber l'allongement des racines et des pousses en perturbant la division et l'élongation cellulaire. Elles altèrent également le métabolisme des plantes réceptrices en inhibant la photosynthèse et la respiration, entraînant ainsi un ralentissement général du développement [366]. KRUSE et al. (2000) [352] ont par ailleurs montré que les effets des substances allélopathiques se manifestent principalement aux premiers stades de développement, notamment par des modifications morphologiques de la tigelle et de la racicule. Ces observations corroborent les résultats obtenus dans nos tests, où l'effet inhibiteur des extraits s'est révélé plus marqué sur le développement des plantules, en particulier sur leur longueur.

Les extraits de pistachier de lentisque et d'atlas montrent un potentiel prometteur pour le contrôle de certaines mauvaises herbes.

III.3.3. Activité insecticide :

Nous avons évalué l'efficacité insecticide des extraits méthanoliques et aqueux des deux espèces de *Pistacia* contre *S. granarius* et *T. castaneum*. Les tests de toxicité par contact et ingestion menés sur une période de quatre jours aux concentrations

(500, 250, 125 et 62,5 mg/ml), visent à déterminer la DL50 et la DL90 et les temps létaux correspondants.

III.3.3.1. Effet toxique des extraits de *P. lentiscus* vis-à-vis des adultes de *S. granarius* et *T. castaneum* :

Le taux de mortalité des insectes (tableaux III.17 et III.18), est proportionnel aux doses appliquées, à la durée d'exposition à chaque type d'extrait selon l'organe de *P. lentiscus*.

Les traitements appliqués ont significativement affecté la mortalité de *S. granarius* et *T. castaneum*, avec des pourcentages de mortalité élevés. Pour *S. granarius*, les fortes doses des extraits méthanoliques ont montré un effet insecticide de choc par contact, avec des taux de mortalité respectifs de 98,82±1,17% (feuille), 94,44±2,64% (pédoncule), 96,16±0,63% (fruit non mature) et 84,50±2,64% (fruit mature). Les extraits aqueux, bien que moins efficaces, ont également entraîné une mortalité notable avec des taux de 76,5 ±6,22 % (feuille), 73,50±9,41% (pédoncule), 73,80±8,71% (fruit non mature) et 69,00±3,56% (fruit mature). En revanche, l'effet de choc par ingestion des extraits méthanoliques (27,66±8,37%) et aqueux (22,16±1,13%) pour les feuilles semble plus limité. De même, pour *T. castaneum*, les fortes doses des extraits méthanoliques ont induit une mortalité importante par contact, atteignant 98,89±0,70% (feuille), 89,44±3,38% (pédoncule), 95,55±1,64% (fruit non mature) et 80,55±5,98% (fruit mature). Les extraits aqueux ont également présenté un effet insecticide, avec des taux de mortalité de 76,16±9,02% (feuille), 67,77±8,84% (pédoncule), 67,76±7,78% (fruit non mature) et 58,33±8,93% (fruit mature). Cependant, par ingestion, l'effet de choc des extraits méthanoliques et aqueux reste modéré, avec des taux de mortalité de 29,44±9,32% et 15,55±7,07% pour les feuilles, respectivement.

Tableau III. 17. Activité insecticide de *P. lentiscus* sur *S. granarius* par contact et ingestion.

Mode d'action					Contact			
Doses (mg/ml)	EALF	EALP	EAFN	EAFM	EMLF	EMLP	EMLFN	EMLFM
D1 :500	76,6 ±6,22a	73,5 ± 9,41a	73,8±8,71a	69,00±3,56a	98,82±1,17a	94,44±2,64a	96,16±0,63a	84,50±2,64a
D2 :250	56,5±2,02b	53,16±1,44b	54,83±7,83b	52,83±1,90ab	97,83±1,64a	89,22±3,46ab	93,33±2,47a	74,5±3,46ab
D3 :125	53,33±6,86b	50,16±6,82b	52,83±1,80b	46,83±6,61b	84,33±6,44ab	69,00±2,76b	71,88±5,55a	56,16±6,57b
D4 :62.5	40,66±1,12c	35,16±4,08c	38,83±2,14c	28,66±3,26c	71,83±3,10b	41,66±3,58c	41,91±3,12b	35,00±0,33c
Témoin	0,00±0,00***				0,00±0,00***			
P-Value	F-ratio=82,337; p= 0,0001***				F-ratio=34,234; p=0,0001***			
P-Value	F-ratio=11,460; p= 0,0001***							

Mode d'action					Ingestion			
Doses (mg/ml)	EALF	EALP	EALFN	EALFM	EMLF	EMLP	EMLFN	EMLFM
D1 :500	22,16±1,13a	11,5±2,66a	19,33±5,81a	4,33±3,76a	27,66±8,37a	16,66±4,71a	21,16±6,68a	7,66±3,58a
D2 :250	11,16±5,16b	8,16±1,70ab	11,50±2,89ab	3,83±2,15a	14,5±5,79b	13,83±2,70a	11,00±5,25ab	5,00±2,36ab
D3 :125	7,16±3,82c	6,66±3,31b	5,00±1,89b	1,66±1,17b	11,66±2,57b	6,5±3,33b	8,33±5,66b	3,83±2,00ab
D4 :62.5	6,16±2,94c	5,50±1,20b	4,33±0,84b	0,00±0,00c	8,33±1,60b	4,83±2,21b	3,33±2,24b	2,66±1,58b
Témoin	0,00±0,00				0,00±0,00			
P-Value	F-ratio=24,48; p= 0,0001***				F-ratio=23,286; p= 0,0001***			
P-Value	F-ratio=11,325; p= 0,0001***							

Doses (mg/ml)	F-ratio=93,758; p= 0,0001***							
------------------	------------------------------	--	--	--	--	--	--	--

EA : extrait aqueux, EM ; extrait méthanolique, F : feuilles, P : pédoncule, FN : fruits non mûrs, M : fruits mûrs, L : *P. lentiscus*

Tableau III. 18. Activité insecticide de *P. lentiscus* sur *T. castaneum* par contact et ingestion.

Mode d'action	Contact							
Doses (mg/ml)	EALF	EALP	ALFN	ALFM	EMLF	EMLP	EMLFN	EMLFM
D1 :500	76,16±9,02a	67,77±8,84a	67,76±7,78a	58,33±8,93a	98,89±0,7a	89,44±3,38a	95,55±164a	80,55±5 ,98a
D2 :250	54,99±12,16b	58,88±10,20a	54,44±12,37a	56,66±11,38a	93,33±2,58a	86,11±4,16a	91,11±3,17a	75,55±7,38a
D3 :125	71,10±9,98a	47,21±12,86b	42,77±11,84b	37,22±10,48b	95,55±2,81a	74,44±9,33b	77,77±9,17b	44,44±12,49b
D4 :62.5	48,33±12,98b	43,88±11,68b	46,66±12,01ab	32,22±10,87c	86,66±4,21b	46,66±10,88c	49,99±13,05c	32,78±9,24b
Témoin	0,00±0,00***				0,00±0,00***			
P-Value	F-ratio=2,786;p=0,016*				F-ratio=16,882; p=0,0001***			
P-Value	F-ratio =17,9612 ; p= 0,0001***							

Mode d'action	Ingestion							
Doses (mg/ml)	EALF	EALP	EALFN	EALFM	EMLF	EMLP	EMLFN	EMLFM
D1 :500	15,55±7,07a	11,10±2,38a	11,66±2,82ab	4,44±2,93a	29,44±9,32a	13,33±4,79ab	21,10±6,64a	8,33±4,84a
D2 :250	9,99±3,65b	5,55±1,11bc	16,10±4,74a	3,33±2,10b	15,55±5,06ab	18,33±3,07a	13,33±5,83ab	3,33±2,10c
D3 :125	2,77±1,59c	9,44±3,79b	7,22±1,33b	1,66±1,13c	11,11±6,05b	5,00±3,41b	9,44±5,73b	6,99±3,54b
D4 :62.5	9,44±2,77a	2,77±1,80c	3,88±1,33c	1,11±0,70c	6,11±2,90c	4,44±2,67b	4,44±2,38c	3,88±2,00c
Témoin	0,00±0,00***				0,00±0,00***			
P-Value	F-ratio = 5,160; p=0,000***				F-ratio = 3,981; p=0,001***			
P-Value	F-ratio7,040; p=0,0001 ***							

EA : extrait aqueux, EM ; extrait méthanolique, F : feuilles, P : pédoncule, FN : fruits non mûrs, M : fruits mûrs, L : *P. lentiscus*

EA : extrait aqueux, EM ; extrait méthanolique, F : feuilles, P : pédoncule, FN : fruits non mûrs, M : fruits mûrs, L : *P. lentiscus*

III.3.3.2. Effet toxique des extraits de *P. atlantica* vis-à-vis des adultes de *S. granarius* et *T. castaneum* :

Le taux de mortalité des insectes dépend des doses administrées des extraits méthanoliques et aqueux des quatre organes de la plante durant la période d'exposition aux traitements (tableaux III.19 et III.20). Les traitements appliqués ont significativement influencé la mortalité de *S. granarius* et *T. castaneum*, avec des taux de mortalité élevés

Les fortes doses des extraits méthanoliques de *P. atlantica* ont exercé un effet insecticide immédiat par contact, avec des taux de mortalité respectifs de *S. granarius* de $97,77 \pm 1,40\%$ (feuille), $86,11 \pm 5,40\%$ (pédoncule), $75,16 \pm 7,30\%$ (fruit non mature) et $71,42 \pm 8,01\%$ (fruit mûr). Bien que moins efficaces, les extraits aqueux ont également provoqué une mortalité notable, atteignant $87,77 \pm 3,91\%$ (feuille), $83,88 \pm 6,27\%$ (pédoncule), $63,33 \pm 10,25\%$ (fruit non mature) et $61,11 \pm 8,76\%$ (fruit mûr). En revanche, par ingestion, l'effet létal des extraits méthanoliques et aqueux des feuilles semble plus limité, avec des taux de mortalité respectifs de $43,33 \pm 6,61\%$ et $32,22 \pm 6,06\%$.

Comme pour *S. granarius*, l'application de fortes doses des extraits méthanoliques de la même plante a entraîné une mortalité significative par contact de *T. castaneum*, avec des taux respectifs de $97,77 \pm 1,40\%$ (feuille), $88,88 \pm 4,44\%$ (pédoncule), $80,55 \pm 6,34\%$ (fruit non mature) et $75,55 \pm 8,37\%$ (fruit mûr). Les extraits aqueux ont également démontré une activité insecticide, bien que moins marquée, avec des taux de mortalité de $88,88 \pm 2,22\%$ (feuille), $82,22 \pm 5,28\%$ (pédoncule), $64,44 \pm 9,68\%$ (fruit non mature) et $53,33 \pm 8,77\%$ (fruit mûr). Cependant, par ingestion, l'effet létal des extraits méthanoliques et aqueux des feuilles reste plus modéré, avec des taux de mortalité de $26,66 \pm 8,81\%$ et $17,22 \pm 5,40\%$, respectivement.

Tableau III. 19. Activité insecticide de *P. atlantica* sur *S. granarius* par contact et ingestion

Mode d'action								
Doses								
(mg/ml)	EAAF	EAAP	EAALFN	EAAFM	EMAF	EMAP	EMAFN	EMAFM
D1 :500	87,77±3,91a	83,88±6,27a	63,33±10,25a	61,11±8,76a	97,77±1,40a	86,11±5,40a	75,16±7,30a	71,42±8,01a
D2 :250	68,88±7,63b	78,83±6,27ab	57,78±8,37ab	49,99±9,10b	84,44±5.94b	84,44±5,13a	63,94±7,01b	53,57±4,58b
D3 :125	53,88±6,34bc	66,66±5 ,70b	46,66±8,25b	35,55±9,98c	77,77±8,01b	76,66±5,64b	62,22±7,82b	47,77±6,75c
D4 :62.5	46,11±7,62c	41,11±6,81c	40,00±7,25b	29,99±9,92cd	43,39±6,61c	46,11±7,95c	45,55±6,59c	43,88±5,92c
Témoïn	0,00±0,00***				0,00±0,00***			
P-Value	F-ratio=11,851 ;p=0,0001***				F-ratio=16,154;p=0,0001***			
P-Value	F-ratio=25,678; p= 0,0001***							

Mode d'action					ingestion			
Doses								
(mg/ml)	EAAF	EAAP	EAALFN	EAAFM	EMAF	EMAP	EMAFN	EMAFM
D1 :500	32,22±6,06a	29,44±5,79a	21,11±6,59a	9,55±4,54a	43,33±6,61a	41,66±4,85	24,44±5,68a	16,66±6,32a
D2 :250	23,33±5,09b	18,88±4,07b	18,33±3,75b	7,22±3,37b	26,66±6,20b	29,44±3,37	15,55±5,35b	10,55±3,98b
D3 :125	8,89±3,406c	16,11±4,16bc	9,99±3,75c	2,22±2,22cd	13,33±3,22c	23,89±4,66	15,00±4,19b	12,22±4,76ab
D4 :62.5	7,77±,09c	11,11±3,91c	7,77±2,22c	3 ,33±2,27c	10,55±2,77c	10,00±3,84	10,55±3,79bc	8,33±4,01c
Témoïn	0,00±0,00***				0,00±0,00***			
P-Value	F-ratio=9,406;p=0,0001***				F-ratio =10,548; p=0,0001***			
P-Value	F-ratio= 18,429; p=0,0001***							

EA : extrait aqueux, EM ; extrait méthanolique, F : feuilles, P : pédoncule, FN : fruits non mûrs, M : fruits mûrs, A : *P. atlantica*

Tableau III. 20. Activité insecticide de *P. atlantica* sur *T. castaneum* par contact et ingestion.

Mode d'action					Contact			
Doses (mg/ml)	EAAF	EAAP	EAALFN	EAAFM	EMAF	EMAP	EMAFN	EMAFM
D1 :500	88,88±2,22a	82,22±5,28a	64,44±9,68a	53,33±8,77a	97,77±1,40a	88,88±4,44a	80,55±6,34a	75,55±8,37a
D2 :250	85,55±3,18a	71,66±7,63a	46,66±8,38b	48,33±8,80ab	95,55±2,22a	85,55±4,99a	65,55±8,01b	66,10±7,32b
D3 :125	57,77±6,12b	62,21±7,58ab	45,55±8,10b	43,88±5,98ab	79,99±7,55ab	76,66±7,79ab	71,66±7,53ab	50,55±6,85bc
D4 :62.5	60,55±10,37b	54,44±12,28b	38,88±8,63c	32,21±9,80b	52,19±5,19b	56,11±7,62b	54,99±8,37b	48,88±8,19c
Témoin	0,00±0,00***				0,00±0,00***			
P-Value	F-ratio = 10,565; p=0,0001***				F-ratio = 12,418; p=0,0001***			
P-Value	F-ratio = 4,094; p=0,001***							

Mode d'action					Ingestion			
	EAAF	EAAP	EAALFN	EAAFM	EMAF	EMAP	EMAFN	EMAFM
D1	17,22±5,40a	8,33±3,41a	7,77±3,18b	2,22±1,64b	26,66±8,81a	12,22±4,84a	11,66±4,53a	6,11±2,77a
D2	7,77±3,71b	7,77±3,18a	12,22±4,09a	4,44±2,02a	13,33±4,30b	14,44±3,61a	9,44±3,79a	4,44±2,04b
D3	4,44±2,22ab	4,44±2,38b	2,22±1,4c	0,55±0,55c	8,88±3,29c	6,66±2,72b	8,33±2,82a	7,22±2,00a
D4	5,00±1,87ab	2,22±1,11c	2,77±1,80c	1,11±0,70bc	6,11±2,77c	5,55±2,22b	3,33±2,10b	2,77±1,33c
Témoin	0,00±0,00***				0,00±0,00***			
P-Value	F-ratio=4,716; p=0,000***				F-ratio =4,093; p=0,001***			
P-Value	F-ratio= 8,434; p= 0,0001***							
P-Value	F-ratio = 198,628; p=0,0001***							

EA : extrait aqueux, EM ; extrait méthanolique, F : feuilles, P : pédoncule, FN : fruits non mûrs, M : fruits mûrs, A : *P. atlantica*

III.3.3.3. Détermination de la dose létale 50 (DL50) des extraits méthanoliques et aqueux de *P. lentiscus* et *P. atlantica* vis-à-vis de *Sitophilus granarius* et *Tribolium castaneum* :

Les équations des droites de régression (annexe 5) ont permis de calculer les DL50 des extraits méthanoliques et aqueux obtenus à partir des quatre organes de *P. lentiscus* et *P. atlantica*. Les DL50 consignés dans les tableaux III.21, III.22, III.23 et III.24 varient considérablement en relation avec l'espèce de *Pistacia*, l'organe de la plante utilisé, le type et le mode d'application de l'extrait, le temps d'exposition, et l'insecte cible.

S'agissant de *Pistacia lentiscus*, la plus faible DL50 pour *S. granarius* a été enregistrée avec les extraits méthanoliques et aqueux des feuilles appliqués par contact (Tableau 24 a et b), atteignant respectivement 83,35 mg/ml et 299,51 mg/ml. Les valeurs des DL50 respectives de *T. castaneum* enregistrées avec les mêmes extraits, sont de 73,84 mg/ml et 322,86 mg/ml, (Tableau 21 a et b). Ces résultats indiquent que *T. castaneum* est particulièrement sensible aux extraits méthanoliques de *P. lentiscus*.

Concernant *P. atlantica*, les plus faibles valeurs de DL50 de *S. granarius* sont de 88,99 mg/ml et 125,41 mg/ml obtenues respectivement pour les extraits méthanoliques et aqueux des feuilles par contact (Tableau 26 a et b). Les DL50 respectives calculées pour *T. castaneum*, sont de 97,51 mg/ml et 497,99 mg/ml avec ces mêmes extraits (Tableau 24 a et b), suggérant une plus grande sensibilité de *S. granarius* aux extraits méthanoliques de *P. atlantica*.

De manière générale, les extraits méthanoliques présentent des valeurs de DL50 plus faibles comparés aux valeurs des DL50 des extraits aqueux. De plus, la toxicité des extraits est plus élevée selon le mode d'application par contact que celui par ingestion.

Tableau III. 21a. Valeurs des DL₅₀ de *T. castaneum* sous l'effet des extraits aqueux de *P. atlantica*.

Mode d'action	Organes	Slope $\pm$ SE	R ²	Chi square (x ²)	Df	DL50 (mg/L) (Min-Max)
Contact	F.	1,0594 $\pm$ 0,29694	0,91809	8,6432	3	497,99 (479,639 -516,3405)
	P.	0,82782 $\pm$ 0,19555	0,94255	8,135	3	614,85 (601,517 -628,183)
	F.N.	0,80714 $\pm$ 0,36754	0,76504	6,2662	3	642,78 (624,17 -661,391)
	F.M.	0,88735 $\pm$ 0,31681	0,86317	6,0801	3	1108,65 (1102,52 -1114,77)
Ingestion	F.	0,84046 $\pm$ 0,072192	0,99259	3,291	3	2274,95 (2261,60 -2288,29)
	P.	0,74248 $\pm$ 0,16503	0,94931	2,8645	3	5252,08 (5246,77 -5257,38)
	F.N.	0,86094 $\pm$ 0,31202	0,85866	2,8676	3	3284,77 (3271,42 -3298,11)
	F.M.	0,82651 $\pm$ 0,26312	0,89292	1,6976	3	14716,51 (14710,38-14722,12)

Tableau III.21b. Valeurs des DL₅₀ de *T. castaneum* sous l'effet des extraits méthanoliques de *P. atlantica*.

Mode d'action	organes	Slope $\pm$ SE	R ²	Chi square (x ²)	Df	DL50 (mg/L) (Min-Max)
contact	F.	2,0125 $\pm$ 0,4584	0,94669	8,9265	3	97,51 (73.02 -121.993)
	P.	1,1268 $\pm$ 0,0386	0,99882	8,179	3	140,9 (124.707 -157,093)
	F.N.	0,965 $\pm$ 0,25751	0,92606	7,3775	3	142,48 (133.305 -151,655)
	F.M.	0,9388 $\pm$ 0,1155	0,98474	6,7056	3	295,89 (285,293 -306,487)
ingestion	F.	1,3345 $\pm$ 0,2449	0,96572	4,2514	3	914,19 (886,149 -942,231)
	P.	0,9057 $\pm$ 0,04115	0,99593	3,6424	3	3203,47 (3192,873 -3214,067)
	F.N.	0,84553 $\pm$ 0,1933	0,94626	3,5267	3	1789,58 (1779,983 -1798,759)
	F.M.	0,49876 $\pm$ 0,2543	0,69267	2,5162	3	12137,48 (12133,94 -12140,05)

Tableau III. 22a. Valeurs des DL₅₀ de *T. castaneum* sous l'effet des extraits aqueux de *P. lentiscus*.

Mode d'action	Organes	Slope $\pm$ SE	R ²	Chi square (x ²)	Df	DL50 (mg/L) (Min-Max)
contact	F.	0,79326 $\pm$ 0,35048	0,78076	5,4594	3	322,86 (309,519 -336,200)
	P.	1,3483 $\pm$ 0,23913	0,96806	4,3163	3	468,09 (449,4472 -486,709)
	F.N.	1,2372 $\pm$ 0,36475	0,90894	4,4924	3	461,06 (431,892 -490,228)
	F.M.	1,3179 $\pm$ 0,30683	0,94424	3,5077	3	780,83 (756,931 -804,729)
ingestion	F.	1,0435 $\pm$ 0,064184	0,99621	3,6314	3	1050,21 (1034,01 -1066,40)
	P.	0,71711 $\pm$ 0,02738	0,99854	2,6365	3	7617,82 (7609,72 -7625,91)
	F.N.	0,77986 $\pm$ 0,10391	0,98209	2,7321	3	5119,83 (55111,7 -5127,94)
	F.M.	0,82651 $\pm$ 0,26312	0,89292	1,6976	3	13645,11 (13638,98-13651,2)

Tableau III.22b. Valeurs des DL₅₀ de *T. castaneum* sous l'effet des extraits méthanoliques de *P. lentiscus*.

Mode d'action	Compartiments	Slope $\pm$ SE	R ²	Chi square (x ²)	Df	DL50 (mg/L) (Min-Max)
contact	F.	2,1426 $\pm$ 0,05225	0,99941	8,7487	3	73,84 (49,552-98,128)
	P.	1,9802 $\pm$ 0,27404	0,98066	6,8731	3	318,18 (287,129-349,231)
	F.N.	2,3679 $\pm$ 0,02815	0,98791	7,1987	3	125,8 (95.66 -155,94)
	F.M.	6,4006 $\pm$ 2,041	0,89254	3,805	3	280,8 (241,733 -319,867)
ingestion	F.	1,4069 $\pm$ 0,94824	0,86554	4,97	3	460,05 (432,006-488,094)
	P.	0,78612 $\pm$ 0,1301	0,97219	4,0901	3	1204,2 (1188,009-1220,39)
	F.N.	0,99673 $\pm$ 0,3497	0,86822	4,511	3	581,22 (575,917 -586,523)
	F.M.	0,76719 $\pm$ 0,3364	0,78451	3,2676	3	3060,82 (3046,80-30744,83)

Tableau III.23a. Valeurs des DL₅₀ de *S. granarius* sous l'effet des extraits méthanoliques de *P. lentiscus*.

Mode d'action	Organes	Slope ± SE	R ²	Chi square (x ²)	Df	DL50 (mg/L) (Min-Max)
contact	F.	2.1129 ± 0.3536	0.9715	8.336	3	83.35 (43.06 -123.64)
	P.	2.9292 ± 0.12444	0.99819	6.2305	3	169.99 (109.77 -230.21)
	F.N.	3.4981 ± 0.6957	0.9596	8.7815	3	103.237 (45.24 - 161.2)
	F.M.	2.191 ± 0.1324	0.9963	5.7363	3	196.922 (150.904 -242.94)
ingestion	F.	1.5119 ± 0,111	0.9945	4.3974	3	402.410 (433.6 - 371.22)
	P.	0.7635 ± 0.173	0.947	3.61	3	2 113.887 (2127.15 - 2100.61)
	F.N.	1.0395 ± 0.349	0.8799	3.0398	3	632.076 (613.56-650.59)
	F.M.	0.5797 ± 0.1406	0.93931	3.0398	3	10 681.58 (10673.53-10689.62)

Tableau III. 23b. Valeurs des DL₅₀ de *S. granarius* sous l'effet des extraits aqueux de *P. lentiscus*.

Mode d'action	Organes	Slope ± SE	R ²	Chi square (x ²)	Df	DL50 (µg/L) (Min-Max)
contact	F.	1,9324 ± 0,44581	0,94528	5,7363	3	299,51 (264,83 -3344,18)
	P.	2,1227 ± 0,58993	0,91952	3,7247	3	407,83 (373,77 -441,88)
	F.N.	1,4988 ± 0,61271	0,81595	4,9134	3	325,79 (306,62 -444,95)
	F.M.	1,4044 ± 0,45213	0,89033	4,2949	3	457,53 (437,230 -477,82)
ingestion	F.	1,0591 ± 0,29256	0,92053	3,7339	3	953,09 (930,474 -975,70)
	P.	0,90389 ± 0,048165	0,99716	3,511	3	1551,15 (1538,29 -1564,00)
	F.N.	1,1235 ± 0,10039	0,99198	2,9928	3	1474,89 (1458,99 -1490,79)
	F.M.	1,2049 ± 0,02366	0,99961	2,2964	3	8518,43 (805,578 -8531,28)

Tableau III.24a. Valeurs des DL₅₀ de *S. granarius* sous l'effet des extraits méthanoliques de *P. atlantica*.

Mode d'action	Organes	Slope $\pm$ SE	R ²	Chi square (x ²)	Df	DL50 (mg/L) (Min-Max)
contact	F.	3,6307 $\pm$ 0,9638	0,92684	9,6925	3	88,99 (66,922 -111,058)
	P.	1,548 $\pm$ 0,62138	0,82326	7,3408	3	99,73 (96.664 -102,796)
	F.N.	0,80444 $\pm$ 0,3743	0,75285	6,4433	3	131,86 (115,669 -148,05)
	F.M.	0,76719 $\pm$ 0,1899	0,93669	6,2326	3	156,82 (139,782 -173,85)
ingestion	F.	1,377 $\pm$ 0,14527	0,98881	4,8785	3	335,18 (305,987 -364,373)
	P.	0,82052 $\pm$ 0,3739	0,76464	5,3349	3	342,498 (331,467-342,498)
	F.N.	0,68794 $\pm$ 0,1181	0,97004	4,5871	3	910,78 (899,749 -921,81)
	F.M.	0,57428 $\pm$ 0,0884	0,97597	4,2363	3	2919,65 (2908,619 - 2930,68)

Tableau III.24b. Valeurs des DL₅₀ de *S. granarius* sous l'effet des extraits aqueux de *P. atlantica*.

Mode d'action	Organes	Slope $\pm$ SE	R ²	Chi square (x ²)	Df	DL50 (mg/L) (Min-Max)
contact	F.	1,37778 $\pm$ 0,20195	0,97828	6,9762	3	125,41 (98,736 -132,83)
	P.	1,4015 $\pm$ 0,23301	0,97196	7,1643	3	134,19 (117,999 -150,381)
	F.N.	0,86034 $\pm$ 0,18284	0,95377	5,9397	3	202,04 (191,443 -212,637)
	F.M.	1,2036 $\pm$ 0,081385	0,99542	4,8682	3	371,14 (349,726 -392,554)
ingestion	F.	0,86875 $\pm$ 0,31428	0,85922	4,6079	3	635,15 (614,486 -655,814)
	P.	0,65086 $\pm$ 0,18594	0,91476	4,8415	3	747,45 (371,257 -763,643)
	F.N.	0,89982 $\pm$ 0,15493	0,9699	4,1716	3	875,04 (864,003 -886,077)
	F.M.	1,3466 $\pm$ 0,27303	0,95801	2,7736	3	1190,06 (1179,0223 -1201,097)

III.3.3.4. Détermination des temps létaux 50 (TL50) des extraits méthanoliques et aqueux de *P. lentiscus* et *P. atlantica* vis-à-vis de *Sitophilus granarius*, et *Tribolium castaneum* :

Les (TL50) (Tableaux III.25 et III.26) des différents extraits des deux plantes testées sur *S. granarius* et *T. castaneum* ont été calculés en tenant compte de l'équation de la droite de régression des probits de mortalité corrigée en fonction des logarithmes des temps de traitement (en heures), (voir Annexe 5).

L'application des extraits méthanoliques de feuilles de *P. lentiscus* par contact a révélé des TL50 particulièrement courts, atteignant 0,124 heures pour *S. granarius* et 0,102 heures pour *T. castaneum*. Le TL50 le plus long a été observé avec ces mêmes extraits appliqués par ingestion, soit 107,953 heures pour *S. granarius* et 89,174 heures pour *T. castaneum*. De même, l'application des extraits méthanoliques de feuilles de *P. atlantica* par contact a donné des TL50 courts similaires, soit 0,124 heures pour *S. granarius* et 0,102 heures pour *T. castaneum*. Le TL50 le plus long a également été enregistré avec ces mêmes extraits appliqués par ingestion, atteignant 107,953 heures pour *S. granarius* et 89,174 heures pour *T. castaneum*.

L'efficacité d'une substance au fil du temps est influencée par plusieurs facteurs, notamment la dose administrée, la fréquence et le mode d'application, ainsi que l'espèce ciblée. Les variations des valeurs de TL50 entre les différentes concentrations d'extraits peuvent résulter de différences dans la composition chimique des plantes et la nature de leurs constituants actifs. Par ailleurs, le mode d'action joue un rôle clé dans la toxicité des extraits, suivant un gradient croissant : contact < ingestion. Les extraits méthanoliques, en particulier, semblent avoir une action plus rapide contre *Sitophilus granarius* et *Tribolium castaneum*.

Tableau III.25a. Valeurs des TL₅₀ (heures) de *S. granarius* et *T. castaneum* sous l'effet des extraits méthanoliques des différents organes de *P. lentiscus*.

Organes	Doses mg/ml	<i>S. granarius</i>						<i>T. castaneum</i>					
		contact			ingestion			contact			ingestion		
		Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50
EMLF	D1:500	$y = 1,8263x + 6,6556$	R ² = 0,4545	0.124	$y = 1,4141x + 2,1248$	R ² = 0,9868	107.953	$y = 1,0635x + 6,0541$	R ² = 0,7173	0.102	$y = 1,5294x + 2,0173$	R ² = 0,9946	89.174
	D2:250	$y = 2,8836x + 4,5058$	R ² = 0,7416	1.483	$y = 3,706x - 2,811$	R ² = 0,8146	128.133	$y = 1,6273x + 4,4628$	R ² = 0,8449	2.138	$y = 1,7252x + 1,4682$	R ² = 0,931	111.491
	D3:125	$y = 3,7308x + 1,5481$	R ² = 0,8021	8.418	$y = 0,7041x + 2,6769$	R ² = 0,9652	1992.458	$y = 1,6159x + 4,9966$	R ² = 0,7173	1.004	$y = 4,0058x - 3,9537$	R ² = 0,8422	171.863
	D4:62,5	$y = 3,1163x + 1,596$	R ² = 0,7127	12.368	$y = 0,4861x + 2,8359$	R ² = 0,8526	28311.613	$y = 1,4473x + 4,2245$	R ² = 0,7235	3.343	$y = 3,5677x - 3,4706$	R ² = 0,8097	236.726
EMLP	D1:500	$y = 3,5158x + 2,8144$	R ² = 0,8199	4.184	$y = 3,3033x - 2,6096$	R ² = 0,8619	201.203	$y = 1,6716x + 4,1658$	R ² = 0,6687	3.155	$y = 3,6326x - 2,7203$	R ² = 0,7999	133.438
	D2:250	$y = 3,2456x + 2,4291$	R ² = 0,6922	6.196	$y = 1,0103x + 2,3928$	R ² = 0,9905	380.732	$y = 1,4611x + 4,1904$	R ² = 0,7115	3.581	$y = 0,571x + 3,2178$	R ² = 0,9482	1321.87
	D3:125	$y = 3,1262x + 1,4594$	R ² = 0,6945	13.569	$y = 3,1192x - 2,405$	R ² = 0,8344	236.595	$y = 2,508x + 2,4713$	R ² = 0,8404	10.191	$y = 3,1645x - 3,465$	R ² = 0,6775	473.138
	D4:62,5	$y = 1,6337x + 2,2631$	R ² = 0,9752	47.345	$y = 0,6876x + 2,8084$	R ² = 0,8502	1539.282	$y = 1,2711x + 3,0122$	R ² = 0,871	36.630	$y = 3,4266x - 3,3875$	R ² = 0,8443	280.389
EMLFN	D1:500	$y = 3,3776x + 3,1648$	R ² = 0,8674	3.494	$y = 2,6797x - 0,9664$	R ² = 0,7748	168.468	$y = 1,3743x + 4,9282$	R ² = 0,7411	1.127	$y = 2,8178x - 1,0515$	R ² = 0,788	140.474
	D2:250	$y = 3,3196x + 2,6224$	R ² = 0,8654	6.678	$y = 1,2574x + 2,1446$	R ² = 0,9615	186.584	$y = 1,8104x + 4,083$	R ² = 0,8657	3.210	$y = 1,2495x + 2,1633$	R ² = 0,96	186.323
	D3:125	$y = 3,0478x + 1,7079$	R ² = 0,684	12.026	$y = 3,4595x - 3,7888$	R ² = 0,6779	347.122	$y = 2,1048x + 3,0534$	R ² = 0,8698	8.410	$y = 3,8965x - 3,8971$	R ² = 0,8624	192.024

EMLFM	D4:62,5	$y = 3,0908x + 0,7228$	$R^2 = 0,5107$	24.201	$y = 2,9637x - 3,2435$	$R^2 = 0,6766$	3821.74	$y = 1,6876x + 2,5184$	$R^2 = 0,9011$	29.545	$y = 3,4308x - 3,3821$	$R^2 = 0,8403$	277.454
	D1:500	$y = 2,3012x + 3,1318$	$R^2 = 0,5236$	6.483	$y = 3,6822x - 3,5767$	$R^2 = 0,8064$	213.418	$y = 1,691x + 3,6633$	$R^2 = 0,7371$	6.172	$y = 2,5109x - 0,6914$	$R^2 = 0,7049$	184.789
	D2:250	$y = 2,6461x + 2,3045$	$R^2 = 0,5674$	10.439	$y = 3,4558x - 3,3666$	$R^2 = 0,8144$	263.652	$y = 1,7888x + 3,3505$	$R^2 = 0,7324$	8.358	$y = 3,2437x - 3,193$	$R^2 = 0,8309$	335.597
	D3:125	$y = 2,9264x + 1,3679$	$R^2 = 0,5415$	17.424	$y = 3,3382x - 3,2806$	$R^2 = 0,8328$	302.383	$y = 2,1333x + 1,932$	$R^2 = 0,5805$	27.425	$y = 3,8087x - 3,7962$	$R^2 = 0,8573$	203.939
	D4:62,5	$y = 3,3056x + 0,1419$	$R^2 = 0,5226$	29.488	$y = 3,1377x - 3,078$	$R^2 = 0,8259$	375.402	$y = 1,0304x + 2,9607$	$R^2 = 0,7365$	95.309	$y = 3,343x - 3,2813$	$R^2 = 0,8304$	300.058

Tableau III.25b. Valeurs des TL₅₀ (heures) de *S. granarius* et *T. castaneum* sous l'effet des extraits aqueux des différents organes de *P. lentiscus*.

Organes	Doses mg/ml	<i>S. granarius</i>						<i>T. castaneum</i>					
		contact			ingestion			contact			ingestion		
		Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50
EALF	D1:500	$y = 3,9988x + 0,9102$	$R^2 = 0,7856$	10.537	$y = 3,706x - 2,811$	$R^2 = 0,8146$	128.133	$y = 2,4631x + 2,6007$	$R^2 = 0,8465$	9.421	$y = 2,663x - 0,6378$	$R^2 = 0,6736$	130.944
	D2:250	$y = 3,1383x + 1,0578$	$R^2 = 0,6081$	18.036	$y = 0,7085x + 3,4169$	$R^2 = 0,5467$	171.569	$y = 1,8404x + 2,8326$	$R^2 = 0,9014$	15.054	$y = 3,4213x - 2,5262$	$R^2 = 0,781$	158.418
	D3:125	$y = 5,0264x - 1,1799$	$R^2 = 0,8548$	16.961	$y = 3,3986x - 2,4985$	$R^2 = 0,777$	160,82	$y = 1,4237x + 3,6135$	$R^2 = 0,8256$	9.416	$y = 2,3719x - 0,4615$	$R^2 = 0,6476$	200.717
	D4:62,5	$y = 1,7677x + 2,0492$	$R^2 = 0,931$	46.696	$y = -0,2195x + 4,1281$	$R^2 = 0,0958$	9380.145	$y = 2,2984x + 1,7928$	$R^2 = 0,6772$	24.854	$y = 3,1559x - 3,0921$	$R^2 = 0,8239$	366.537
EALP	D1:500	$y = 4,0566x + 0,7261$	$R^2 = 0,7675$	11.312	$y = 3,3008x - 2,5575$	$R^2 = 0,8436$	194.803	$y = 1,8668x + 2,9845$	$R^2 = 0,6611$	12.013	$y = 3,4304x - 2,6233$	$R^2 = 0,819$	166.831
	D2:250	$y = 3,1405x + 0,9428$	$R^2 = 0,5869$	19.583	$y = 3,2532x - 2,5589$	$R^2 = 0,8566$	210.633	$y = 1,9964x + 2,5205$	$R^2 = 0,6464$	17.457	$y = 2,156x - 0,0039$	$R^2 = 0,5131$	209.371
	D3:125	$y = 3,4013x + 0,4941$	$R^2 = 0,6365$	21.123	$y = 1,0103x + 2,3928$	$R^2 = 0,9905$	380.732	$y = 1,6144x + 2,5457$	$R^2 = 0,8609$	33.132	$y = 2,8877x - 3,1571$	$R^2 = 0,6743$	667.996
	D4:62,5	$y = 1,3726x + 2,061$	$R^2 = 0,6393$	138.417	$y = 0,6876x + 2,8084$	$R^2 = 0,8502$	1539.282	$y = 1,5437x + 2,469$	$R^2 = 0,9334$	43.608	$y = 0,7413x + 2,7425$	$R^2 = 0,8332$	1110,01
EALFN	D1:500	$y = 3,9342x + 0,9127$	$R^2 = 0,7292$	10.937	$y = 2,6797x - 0,9664$	$R^2 = 0,7748$	168.468	$y = 1,6537x + 3,294$	$R^2 = 0,5702$	10.755	$y = 4,196x - 4,0727$	$R^2 = 0,8049$	145.286

	D2:250	$y = 3,0156x + 1,2297$	$R^2 = 0,5652$	17.793	$y = 1,2574x + 2,1446$	$R^2 = 0,9615$	186.584	$y = 2,2547x + 2,0338$	$R^2 = 0,7188$	20.680	$y = 2,917x - 2,128$	$R^2 = 0,7656$	277.719
	D3:125	$y = 0,9415x + 3,5893$	$R^2 = 0,8238$	31.5	$y = 3,4595x - 3,7888$	$R^2 = 0,6779$	347.122	$y = 1,6552x + 2,2574$	$R^2 = 0,9799$	45.389	$y = 0,7839x + 2,5429$	$R^2 = 0,8575$	1362.87
	D4:62,5	$y = 1,4275x + 2,5195$	$R^2 = 0,9053$	54.657	$y = 0,5706x + 2,8647$	$R^2 = 0,6687$	5523,33	$y = 1,4918x + 2,6658$	$R^2 = 0,9351$	36.701	$y = 0,482x + 2,7688$	$R^2 = 0,8687$	42564.3
EALFM	D1:500	$y = 4,478x + 0,0799$	$R^2 = 0,8443$	12.552	$y = 3,3407x - 3,2927$	$R^2 = 0,8401$	303.615	$y = 0,7796x + 3,9711$	$R^2 = 0,9522$	20.882	$y = 3,1183x - 3,4119$	$R^2 = 0,6761$	498.415
	D2:250	$y = 3,2073x + 1,1253$	$R^2 = 0,6579$	16.146	$y = 3,0287x - 3,3367$	$R^2 = 0,6776$	565.675	$y = 1,4364x + 3,0777$	$R^2 = 0,9232$	21.790	$y = 2,9612x - 3,2314$	$R^2 = 0,6687$	602.214
	D3:125	$y = 3,9977x - 0,6015$	$R^2 = 0,747$	25.187	$y = 2,6684x - 2,9226$	$R^2 = 0,678$	931.204	$y = 1,4235x + 2,4506$	$R^2 = 0,9201$	61.792	$y = 2,6725x - 2,9255$	$R^2 = 0,677$	923.794
	D4:62,5	$y = 3,6114x - 1,7816$	$R^2 = 0,88$	75.479	$y = 1,4598x - 1,6777$	$R^2 = 0,5603$	37531,3	$y = 1,3502x + 2,3896$	$R^2 = 0,9163$	85.771	$y = 2,5154x - 2,745$	$R^2 = 0,6687$	1199.59

Tableau III.26a. Valeurs des TL₅₀ (heures) de *S. granarius* et *T. castaneum* sous l'effet des extraits méthanoliques des différents organes de *P. atlantica*.

Organes	Doses	<i>S. granarius</i>						<i>T. castaneum</i>					
		contact			ingestion			contact			ingestion		
		Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50
EMAF	D1:500	$y = 1,2944x + 5,6121$	$R^2 = 0,7173$	0.336	$y = 0,8052x + 3,6125$	$R^2 = 0,9225$	52.865	$y = 1,2944x + 5,6121$	$R^2 = 0,7173$	0.366	$y = 1,3345x + 2,2516$	$R^2 = 0,9364$	114.68
	D2:250	$y = 2,1392x + 3,3165$	$R^2 = 0,8506$	6.123	$y = 1,0183x + 2,7741$	$R^2 = 0,9087$	153.425	$y = 1,6418x + 4,7609$	$R^2 = 0,8549$	1.398	$y = 2,6201x - 0,688$	$R^2 = 0,7004$	148.220
	D3:125	$y = 1,8971x + 3,2687$	$R^2 = 0,8349$	3.251	$y = 0,8138x + 2,5878$	$R^2 = 0,9792$	920.701	$y = 1,9205x + 3,3333$	$R^2 = 0,8725$	7.376	$y = 3,377x - 2,5192$	$R^2 = 0,7946$	168.496
	D4:62,5	$y = 0,8076x + 3,6222$	$R^2 = 0,9724$	50.820	$y = 0,7937x + 2,4681$	$R^2 = 0,8818$	1548.803	$y = 0,5682x + 4,2387$	$R^2 = 0,8735$	21.869	$y = 3,5619x - 3,4551$	$R^2 = 0,8034$	236.461
EMAP	D1:500	$y = 0,8602x + 4,5194$	$R^2 = 0,9178$	3.619	$y = 0,5267x + 3,993$	$R^2 = 0,7901$	81.640	$y = 1,945x + 3,7831$	$R^2 = 0,8782$	4.223	$y = 2,7042x - 0,8967$	$R^2 = 0,7497$	151.555
	D2:250	$y = 1,5611x + 3,9744$	$R^2 = 0,7669$	4.539	$y = 0,4587x + 3,7607$	$R^2 = 0,9323$	503.229	$y = 1,5459x + 4,044$	$R^2 = 0,7654$	4.153	$y = 3,2758x - 2,5031$	$R^2 = 0,8238$	195.192

EMAFN	D3:125	$y = 2,052x + 3,5132$ $R^2 = 0,8562$ 5.303	$y = 0,7568x + 3,1206$ $R^2 = 0,9871$ 176.936	$y = 1,8644x + 3,2848$ $R^2 = 0,793$ 8.317	$y = 3,1799x - 2,42$ $R^2 = 0,821$ 215.497
	D4:62,5	$y = 0,9915x + 3,4029$ $R^2 = 0,9736$ 40.812	$y = 3,4918x - 2,6442$ $R^2 = 0,8144$ 154.591	$y = 0,9324x + 3,7771$ $R^2 = 0,9626$ 20.490	$y = 0,8726x + 2,539$ $R^2 = 0,9598$ 661.160
	D1:500	$y = 0,7394x + 4,3352$ $R^2 = 0,4657$ 7.926	$y = 2,5454x - 0,4636$ $R^2 = 0,6404$ 140.107	$y = 1,7313x + 3,5874$ $R^2 = 0,7922$ 6.545	$y = 3,5941x - 2,7388$ $R^2 = 0,8215$ 142.196
	D2:250	$y = 1,7492x + 3,3704$ $R^2 = 0,7124$ 8.453	$y = 2,5365x - 0,5418$ $R^2 = 0,6617$ 153.05	$y = 1,1063x + 4,0079$ $R^2 = 0,9548$ 7.884	$y = 2,4403x - 0,5999$ $R^2 = 0,6836$ 197.132
	D3:125	$y = 0,9469x + 3,9252$ $R^2 = 0,9685$ 13.648	$y = 2,5443x - 0,7252$ $R^2 = 0,7124$ 177.912	$y = 1,0801x + 3,8507$ $R^2 = 0,9573$ 11.589	$y = 3,2875x - 2,3958$ $R^2 = 0,7653$ 177.694
	D4:62,5	$y = 0,8023x + 3,6935$ $R^2 = 0,9799$ 42.505	$y = 0,8361x + 2,9908$ $R^2 = 0,9236$ 252.965	$y = 1,0018x + 3,6739$ $R^2 = 0,8968$ 21.072	$y = 2,9612x - 3,2314$ $R^2 = 0,6687$ 602.214
EMAFM	D1:500	$y = 1,7492x + 3,3704$ $R^2 = 0,7124$ 8.453	$y = 3,8289x - 2,91$ $R^2 = 0,8169$ 116.377	$y = 1,9303x + 3,1585$ $R^2 = 0,8111$ 8.994	$y = 3,5619x - 3,4551$ $R^2 = 0,8034$ 236.461
	D2:250	$y = 1,7903x + 2,915$ $R^2 = 0,5798$ 14.608	$y = 3,4819x - 2,6076$ $R^2 = 0,7994$ 153.073	$y = 0,9686x + 4,0241$ $R^2 = 0,9342$ 10.175	$y = 3,3841x - 3,2866$ $R^2 = 0,8065$ 280.987
	D3:125	$y = 0,7878x + 3,7854$ $R^2 = 0,9115$ 34.814	$y = 3,6409x - 2,786$ $R^2 = 0,827$ 137.556	$y = 0,7716x + 3,8516$ $R^2 = 0,8827$ 30.784	$y = 2,2093x - 0,3344$ $R^2 = 0,6165$ 259.728
	D4:62,5	$y = 0,7195x + 3,7702$ $R^2 = 0,9837$ 51.196	$y = 3,7609x - 3,6723$ $R^2 = 0,8193$ 202.260	$y = 0,9313x + 3,5854$ $R^2 = 0,8759$ 33.033	$y = 3,1679x - 3,0902$ $R^2 = 0,8171$ 357.935

Tableau III.26b. Valeurs des TL₅₀ (heures) de *S. granarius* et *T. castaneum* sous l'effet des extraits aqueux des différents organes de *P. atlantica*.

Organes	Doses	<i>S. granarius</i>						<i>T. castaneum</i>					
		contact			ingestion			contact			ingestion		
		Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50	Equation	R ²	TL50
EAAF	D1:500	$y = 1,7953x + 3,9291$	$R^2 = 0,7164$	3.949	$y = 0,9008x + 3,1365$	$R^2 = 0,7935$	117.143	$y = 0,6481x + 5,153$	$R^2 = 0,9553$	0.580	$y = 2,6856x - 0,6237$	$R^2 = 0,6757$	124.170
	D2:250	$y = 1,1165x + 3,9124$	$R^2 = 0,9432$	9.421	$y = 1,053x + 2,6566$	$R^2 = 0,8645$	168.054	$y = 0,9055x + 5,0894$	$R^2 = 0,3603$	0.796	$y = 3,7275x - 3,6385$	$R^2 = 0,8191$	207.732

	D3:125	$y = 0,7681x + 3,9585$	$R^2 = 0,994$	22.695	$y = 21,883x - 23,804$	$R^2 = 0,4551$	20.714	$y = 0,7226x + 4,1439$	$R^2 = 0,9267$	15.302	$y = 3,0921x - 2,3191$	$R^2 = 0,8018$	232.826
	D4:62,5	$y = 0,9473x + 3,4745$	$R^2 = 0,9734$	40.772	$y = 3,7656x - 3,7094$	$R^2 = 0,839$	205.534	$y = 0,8575x + 3,9168$	$R^2 = 0,7608$	18.331	$y = 3,3984x - 3,3132$	$R^2 = 0,8145$	279.389
EAAP	D1:500	$y = 2,2771x + 3,1132$	$R^2 = 0,9121$	6.739	$y = 2,4951x - 0,3276$	$R^2 = 0,6019$	136.529	$y = 1,5797x + 3,8514$	$R^2 = 0,7239$	5.334	$y = 3,4084x - 2,6233$	$R^2 = 0,8312$	172.433
	D2:250	$y = 0,7362x + 4,375$	$R^2 = 0,8822$	6.754	$y = 0,8618x + 3,1286$	$R^2 = 0,966$	148.423	$y = 1,7227x + 3,3121$	$R^2 = 0,6389$	9.545	$y = 3,3893x - 2,6179$	$R^2 = 0,8378$	179.861
	D3:125	$y = 2,0532x + 2,5631$	$R^2 = 0,7253$	15.377	$y = 2,5574x - 0,7634$	$R^2 = 0,7283$	179,31	$y = 0,9972x + 3,8392$	$R^2 = 0,9358$	14.590	$y = 3,4308x - 3,3821$	$R^2 = 0,8403$	277.454
	D4:62,5	$y = 0,7534x + 3,6557$	$R^2 = 0,8273$	60.857	$y = 0,6077x + 3,1706$	$R^2 = 0,8041$	1024.153	$y = 2,2749x + 1,9782$	$R^2 = 0,7206$	21.297	$y = 3,0543x - 2,9753$	$R^2 = 0,8128$	408.408
EAAFN	D1:500	$y = 1,7064x + 3,5583$	$R^2 = 0,7407$	6.996	$y = 2,5335x - 0,6473$	$R^2 = 0,6956$	169.453	$y = 0,268x + 4,1903$	$R^2 = 0,2046$	7.058	$y = 3,5054x - 2,5548$	$R^2 = 0,7658$	142.951
	D2:250	$y = 1,0416x + 3,6822$	$R^2 = 0,9113$	18.414	$y = 2,7547x - 1,698$	$R^2 = 0,6812$	178,26	$y = 1,9634x + 2,7336$	$R^2 = 0,6986$	14.266	$y = 3,3893x - 2,6179$	$R^2 = 0,8378$	179.861
	D3:125	$y = 1,019x + 3,3846$	$R^2 = 0,961$	38.483	$y = 2,909x - 1,8575$	$R^2 = 0,7159$	227,69	$y = 0,954x + 3,4978$	$R^2 = 0,8649$	37.552	$y = 3,7758x - 4,8527$	$R^2 = 0,7444$	342.236
	D4:62,5	$y = 0,8999x + 3,3895$	$R^2 = 0,9577$	61.608	$y = 2,9755x - 3,258$	$R^2 = 0,6775$	596.117	$y = 1,1235x + 2,9968$	$R^2 = 0,9728$	60.673	$y = 2,8877x - 3,1571$	$R^2 = 0,6743$	667.996
EAAFM	D1:500	$y = 1,1473x + 3,6243$	$R^2 = 0,966$	15.815	$y = 3,6813x - 3,5854$	$R^2 = 0,8134$	214.864	$y = 1,0684x + 3,5034$	$R^2 = 0,9916$	25.164	$y = 3,3841x - 3,2866$	$R^2 = 0,8065$	280.897
	D2:250	$y = 1,1537x + 3,2829$	$R^2 = 0,9878$	30.785	$y = 2,2127x - 0,326$	$R^2 = 0,6009$	255.278	$y = 1,0846x + 3,3272$	$R^2 = 0,9117$	34.859	$y = 2,7741x - 3,0423$	$R^2 = 0,6795$	792.622
	D3:125	$y = 1,4317x + 2,3848$	$R^2 = 0,998$	67.087	$y = 2,9542x - 2,7026$	$R^2 = 0,8236$	404,89	$y = 0,6908x + 3,8268$	$R^2 = 0,9168$	49.925	$y = 1,4598x - 1,6777$	$R^2 = 0,3603$	37531.31
	D4:62,5	$y = 1,7709x + 1,7276$	$R^2 = 0,9814$	70.448	$y = 1,8063x - 2,0759$	$R^2 = 0,3603$	8266.914	$y = 3,1109x - 0,7774$	$R^2 = 0,6919$	67.555	$y = 2,5154x - 2,745$	$R^2 = 0,6687$	1199.590

❖ Discussion :

L'analyse des résultats montre que les taux de mortalité des insectes testés, *Sitophilus granarius* et *Tribolium castaneum*, augmentent progressivement en fonction de la dose appliquée, indépendamment du type d'extrait utilisé. Toutefois, des différences significatives ont été observées entre les extraits méthanoliques et aqueux, ainsi qu'entre les deux espèces végétales testées (*Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica*) ($P < 0,001$). la variabilité des groupes homogènes correspondants aux interactions dose – organes de chaque extrait de la plante.

De manière générale, l'application par contact des extraits de *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica* s'est révélée nettement plus efficace que l'ingestion. Les extraits méthanoliques de feuilles ont montré la plus forte activité insecticide, avec des taux de mortalité atteignant 98,82 % pour *S. granarius* et 98,89 % pour *T. castaneum*. Les extraits aqueux, bien que moins puissants, ont également induit des mortalités notables, atteignant jusqu'à 76 % pour *S. granarius* et 76,16 % pour *T. castaneum*. En revanche, par ingestion, les effets létaux étaient plus modérés, avec des taux de mortalité ne dépassant pas 43,33 % pour *S. granarius* et 29,44 % pour *T. castaneum* avec les extraits méthanoliques. Les extraits aqueux ont montré des effets encore plus faibles par ingestion, avec des taux de mortalité allant jusqu'à 32,22 % pour *S. granarius* et 17,22 % pour *T. castaneum*.

Les résultats des DL50 des extraits de *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica* révèlent des différences de toxicité selon le type d'extrait, le mode d'application et l'espèce ciblée. Pour *P. lentiscus*, les extraits méthanoliques des feuilles appliqués par contact ont montré la plus faible DL50 pour *S. granarius* (83,35 mg/ml), et pour *T. castaneum* (73,84 mg/ml). Les extraits aqueux ont des DL50 plus élevées. Concernant *P. atlantica*, les extraits méthanoliques des feuilles ont également présenté la plus faible DL50 pour *S. granarius* (88,99 mg/ml), tandis que pour *T. castaneum*, la DL50 est plus élevée. En général, les extraits méthanoliques sont plus toxiques que les extraits aqueux, et l'application par contact est plus efficace que l'application par ingestion.

L'application des extraits méthanoliques de feuilles de *P. lentiscus* et *P. atlantica* par contact a révélé des TL50 très courts, indiquant une action rapide. Pour

S. granarius et *T. castaneum*, les TL50 étaient respectivement de 0,124 heures et 0,102 heures. En revanche, lorsque ces extraits étaient appliqués par ingestion, les TL50 étaient beaucoup plus longs, atteignant 107,953 heures pour *S. granarius* et 89,174 heures pour *T. castaneum*. Cela met en évidence une action plus rapide et plus efficace par contact par rapport à l'ingestion. En comparaison, les extraits utilisés dans notre étude ont induit des taux de mortalité nettement plus élevés. Cette différence pourrait s'expliquer par la nature des composés présents dans nos extraits, leur concentration ou encore les méthodes d'extraction employées.

Les résultats obtenus dans cette étude sont globalement en accord avec ceux rapportés par KIROUANI et al. (2022)[367], qui ont démontré l'activité larvicide significative des extraits méthanoliques de feuilles de *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica*, avec une efficacité particulièrement marquée pour *P. lentiscus*. L'effet larvicide observé s'intensifie avec la durée d'exposition, atteignant un taux de mortalité de 100 % pour les stades larvaires L1 et L3 après 72 heures. Par ailleurs, l'extrait méthanolique de *P. lentiscus* a présenté une action rapide, confirmée par une DL50 de 30,44 mg/ml pour le stade L1 après seulement 24 heures d'exposition. En comparaison, les extraits utilisés dans notre étude ont induit des taux de mortalité encore plus élevés, suggérant une efficacité supérieure. Cette différence pourrait être liée à plusieurs facteurs, notamment à une plus grande concentration en composés bioactifs, à une composition chimique différente des extraits ou encore aux protocoles d'extraction et de traitement employés.

De plus, nos résultats se sont révélés plus prometteurs que ceux rapportés par LEBBAL et al. (2023)[368], qui ont évalué l'activité aphicide des extraits aqueux et des huiles essentielles de *P. lentiscus* contre le puceron cendré du pommier (*Dysaphis plantaginea*). Dans leur étude, une concentration aqueuse de 9 % a permis d'atteindre un taux de mortalité maximal de 50,77 %, tandis que le traitement aux huiles essentielles à 10 000 ppm a généré un taux de 71,13 %. Comparativement, les extraits testés dans notre travail ont provoqué des taux de mortalité nettement plus élevés. Ces divergences peuvent s'expliquer par la nature des extraits (aqueux vs méthanolique), leur composition, ou encore par les différences physiologiques entre les espèces cibles.

En revanche, nos résultats divergent de ceux rapportés par DASENAKI et al. (2022)[368], qui ont observé une toxicité marquée des extraits de fruits de *P. lentiscus* (riches en acides gras) sur les larves de *Lobesia botrana*, tandis que les extraits de feuilles et d'écorce n'ont montré aucun effet significatif. À l'opposé, notre étude révèle une forte toxicité des extraits de feuilles, dépassant celle des extraits de fruits. Cette différence peut être attribuée à la richesse des feuilles en composés phénoliques et flavonoïdes. En ce sens, RODRIGUEZ-PEREZ et al. (2013)[369], ont mis en évidence une concentration particulièrement élevée de flavonoïdes, d'acides phénoliques et de leurs dérivés dans les extraits méthanoliques des feuilles de *P. lentiscus*, suggérant un rôle clé de ces molécules dans l'activité larvicide observée.

De nombreuses études antérieures ont souligné le potentiel insecticide notable des extraits et des huiles essentielles de *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica* contre divers insectes ravageurs [370, 76, 239 et 371]. L'efficacité variable observée entre les extraits pourrait notamment s'expliquer par l'utilisation de solvants apolaires, tels que l'hexane ou l'éther de pétrole, qui favorisent l'extraction de métabolites bioactifs diversifiés, notamment les flavonoïdes, tanins, alcaloïdes, saponines et stéroïdes, bien connus pour leurs propriétés insecticides [372, 373].

Dans notre étude, les extraits de feuilles de *P. lentiscus* et *P. atlantica* ont manifesté une toxicité significative à l'encontre des adultes de *Sitophilus granarius* et *Tribolium castaneum*. L'analyse phytochimique a mis en évidence une forte concentration en composés phénoliques dans les différentes fractions testées. Parmi les composés majoritaires identifiés figurent notamment des acides phénoliques (acide p-coumarique, acide gallique), des flavonoïdes (quercétine, rutine) ainsi que des tanins condensés.

Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés dans la littérature, soulignant que la toxicité des extraits végétaux repose en grande partie sur leur richesse en métabolites secondaires, en particulier les composés phénoliques et flavonoïdiques, qui jouent un rôle clé dans les mécanismes de défense des plantes contre les insectes phytophages [374, 375 et 376].

La coumarine a également été identifiée comme un composé bioactif d'intérêt. Sharma et al. ont rapporté son efficacité létale sur les œufs et les larves de *Phthorimaea operculella*, tandis que XIE et al. (2023)[374], ont souligné son puissant effet insecticide contre *Spodoptera litura*. Son mode d'action repose sur plusieurs mécanismes : inhibition de l'acétylcholinestérase (AChE) et du cytochrome P450 (CYP450), perturbation des voies métaboliques clés telles que la glycolyse et le cycle de Krebs, ainsi qu'inhibition des carboxylestérases, des enzymes impliquées dans les mécanismes de résistance aux insecticides organophosphorés, aux carbamates et aux pyréthrinoides.

Les flavonoïdes, bien que parfois présents à faibles concentrations, sont réputés pour leur rôle d'agents antifeedants chez les insectes phytophages [375, 376]. Cet effet dissuasif est souvent attribué à leur pouvoir astringent, qui résulte de la précipitation des protéines, comme l'ont démontré APPEL & MAINES (1995)[377]. Par exemple, la quercétine, bien que peu abondante, a significativement accru la mortalité des larves de *Spodoptera littoralis* (Boisduval). Ces molécules sont capables d'interférer avec divers processus physiologiques chez les insectes cibles, tels que la digestion, le développement, la reproduction ou encore le fonctionnement du système nerveux [378].

De même, HARBORNE & GRAYER (1983)[375], ont mis en lumière l'effet toxique de la rutine sur *Spodoptera frugiperda*, avec des effets délétères observés par ingestion. SALADOR et al. (2010)[379], ont confirmé ces observations en montrant que des génotypes de soja riches en rutine induisaient des altérations du tube digestif moyen chez *Anticarsia gemmatilis*.

Les tanins, quant à eux, sont également reconnus pour leurs propriétés insecticides. TLAK GAJGER & Dar (2021) [380], ont notamment mis en évidence leur toxicité envers plusieurs insectes nuisibles.

Les composés phénoliques jouent un rôle essentiel dans les défenses des plantes. Ils agissent comme antifeedants, toxiques ou régulateurs du développement des insectes, et perturbent leur comportement ou leur physiologie [381]. Leur activité peut également résulter de leur interaction avec les récepteurs de l'octopamine, une neurohormone clé du système nerveux central des insectes

[382]. En parallèle, REGNAULT-ROGER et al. (2002)[384], ont démontré que les polyphénols, selon leur nature, peuvent provoquer des effets moteurs allant de la paralysie à la mort, comme l'effet *knock-down* observé avec la quercétine.

En complément, nos résultats indiquent que la mortalité des adultes de *S. granarius* et *T. castaneum* est influencée par plusieurs facteurs, notamment la concentration de l'extrait, le solvant employé, l'organe végétal utilisé et le mode d'application. Une relation dose-réponse nette a été observée, avec une mortalité accrue à des doses plus élevées. Il convient également de noter que l'efficacité d'un insecticide peut varier dans le temps selon la fréquence d'application, le mode d'administration, l'espèce ciblée et son stade de développement [385].

Dans ce contexte, les extraits méthanoliques et aqueux des feuilles de *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica* apparaissent comme des agents prometteurs pour la lutte biologique contre les ravageurs des denrées stockées. Leur efficacité semble découler d'une interaction complexe de composés bioactifs susceptibles d'altérer les fonctions essentielles des insectes. De plus, l'effet insecticide peut varier en fonction des conditions environnementales et de la nature du substrat, ce qui souligne l'importance d'évaluer ces extraits dans des conditions proches du terrain pour confirmer leur potentiel en tant qu'outils dans la lutte intégrée.

Conclusion

Ce travail vise à étudier la biodiversité végétale, chimique et bioactive, en particulier les propriétés antimicrobiennes, allélopathiques et insecticides des plantes médicinales de la flore algérienne utilisées en médecine traditionnelle. L'étude porte sur deux espèces du genre *Pistacia*, à savoir *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica*, qui se développent dans la région de Médéa.

Dans un premier temps, une étude écologique a été menée afin d'évaluer la diversité biologique ainsi que les variables dendrométriques (hauteur et diamètre du houppier) des formations de *Pistacia atlantica* et *Pistacia lentiscus* L. dans deux stations situées dans la région de Médéa : Berrouaghia et Oued Harbil.

L'analyse de la diversité systématique dans ces deux stations met en évidence une grande richesse en familles, genres et espèces. La station de Berrouaghia abrite 58 espèces réparties en 52 genres et 23 familles. Les familles les plus représentées en termes de genres et d'espèces sont les *Asteraceae*, *Poaceae* et *Fabaceae*. Par ailleurs, l'étude de la répartition des types biologiques dans les stations d'Oued Harbil et de Berrouaghia révèle une prédominance des thérophytes, suivis des hémicryptophytes, ces derniers témoignant d'une forte résistance aux conditions environnementales difficiles grâce à leurs systèmes racinaires et végétatifs.

Les rendements obtenus par macération hydroalcoolique et aqueuse varient entre 12,8 % et 40,4 %, en fonction de plusieurs facteurs, notamment la nature du solvant, l'organe végétal analysé et l'espèce productrice des extraits.

L'évaluation quantitative des différentes classes de composés phénoliques, notamment les polyphénols totaux et les flavonoïdes, a révélé que les extraits méthanoliques des feuilles de *Pistacia lentiscus* présentent les teneurs les plus élevées en polyphénols totaux (PPT) et en flavonoïdes totaux (TFT), avec respectivement $384,07 \pm 3,24$ mg EqAG/g d'extrait et $165,6 \pm 0,00$ mg Eq Ru/g d'extrait.

Les tests biologiques menés dans cette étude ont mis en évidence une activité antimicrobienne significative des extraits issus des différents organes de *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica*. Ces extraits se sont révélés efficaces contre plusieurs souches bactériennes pathogènes, notamment *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis*, *Escherichia coli* et *Pseudomonas aeruginosa*, avec des valeurs de CMI comprises entre 15,62 mg/mL et 31,25 mg/mL. Ces résultats suggèrent que la présence de flavonoïdes, reconnus pour leurs propriétés antimicrobiennes, pourrait jouer un rôle clé dans cette activité, ouvrant ainsi des perspectives prometteuses pour le développement d'agents antimicrobiens naturels.

L'étude de l'effet allélopathique des extraits méthanoliques et aqueux de *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica* sur *Cannabis sativa* et *Sinapis arvensis* a révélé une inhibition significative de la germination, variant de 5 % à 100 %. Une suppression totale de *S. arvensis* a été observée aux fortes concentrations (0,25 et 0,125 mg/ml), tandis que *C. sativa* a montré une résistance relative avec une inhibition maximale de 84,61 %. En plus de leur effet sur la germination, ces extraits ont induit des anomalies morphologiques, notamment un ralentissement du développement racinaire et des parties aériennes. Ces résultats suggèrent un fort potentiel allélopathique de ces espèces, ouvrant des perspectives pour leur utilisation en gestion des adventices, en tant que bioherbicides.

L'évaluation de l'activité insecticide des extraits méthanoliques et aqueux des quatre organes de *Pistacia lentiscus* et *Pistacia atlantica* contre les adultes de *Sitophilus granarius* et *Tribolium castaneum*, deux ravageurs des denrées stockées, d'importance économique, a révélé une toxicité remarquable, avec un taux de mortalité pouvant atteindre 100 %. Les extraits des plantes testées ont montré une activité insecticide significative, agissant à la fois par contact et par ingestion, avec une efficacité variable en fonction de l'organe de la plante utilisé notamment avec l'extrait méthanolique suivant le mode d'application par contact. Cette efficacité s'accroît avec l'augmentation de la dose des extraits appliqués et du temps d'exposition. Les meilleurs résultats ont été obtenus avec l'extrait méthanolique des feuilles de *P. lentiscus*, qui a enregistré un taux de mortalité de 98,82 %, une DL_{50} de 83,35 mg/mL et un TL_{50} de 0,124 heure pour *S. granarius*.

Les résultats de cette étude ouvrent des perspectives prometteuses pour le développement socio-économique, notamment dans les secteurs de la santé, de l'agriculture et de l'industrie pharmaceutique. L'exploitation des propriétés biologiques des plantes *P. lentiscus* et *P. atlantica* pourrait contribuer à :

- La valorisation des ressources naturelles à travers l'optimisation des procédés d'extraction et l'étude des métabolites secondaires qui permettront de mieux exploiter les plantes locales, favorisant par conséquent le développement de produits à haute valeur ajoutée.
- Le développement de solutions alternatives en santé : L'intégration des extraits végétaux dans la formulation de nouveaux traitements anti-inflammatoires, antioxydants et antimicrobiens pourrait réduire la dépendance aux produits pharmaceutiques de synthèse et offrir des alternatives naturelles aux populations.
- L'amélioration de la production agricole : L'étude des effets allélopathiques et insecticides des extraits a en effet démontré leur capacité bioherbicide et bioinsecticide, pouvant aboutir à la mise en pratique de solutions biologiques alternatives contribuant ainsi à une agriculture plus durable et respectueuse de l'environnement.
- La création d'emplois pour le développement socioéconomique local : L'exploitation industrielle des extraits végétaux issus des deux espèces de *Pistacia* pourrait encourager la création d'unités de production locales, générant ainsi des opportunités d'emploi et stimulant l'économie des régions concernées.
- Le renforcement de la recherche et de l'innovation : L'étude des interactions et effets synergiques entre les composés actifs favorisera le développement de nouvelles applications scientifiques et industrielles, renforçant ainsi la compétitivité du secteur biotechnologique.

Ces perspectives soulignent l'importance de la valorisation des ressources végétales locales et leur potentiel dans le développement d'une économie durable et innovante.

Références biobibliographique

1. **RICHARD D, SENON J-L, VALLEUR M. (2004).** Dictionnaire des Drogues et des Dépendances. Larousse : Paris, France
2. **WORLD HEALTH ORGANISATION. (2000).** A report of the consultation meeting on traditional and modern medicine: Harmonizing two approaches, Beijing, China: 22-26.
3. **N. BENAYAD. (2008).** Les huiles essentielles extraites des plantes médicinales marocaines. Moyen efficace contre les ravageurs des denrées alimentaires stockées. Projet de recherche, faculté des sciences de Rebat.
4. **SAID-AL AHL H., HIKAL, W., & TKACHENKO, K. (2017).** Essential Oils with Potential as Insecticidal Agents: A Review. Journal of Environmental Planning and Management 3(4):23-33. DIO:2381-7259.
5. **MEDAILF., DIADEMA K. (2006).** Biodiversité végétal méditerranéenne et anthropisation : approches macro et micro-régionales, Analyses de géographie, 651 : 618-6
6. **ABDELGUERFI A, LAOUAR M. AUTOE´ COLOGIE ET VARIABILITE (1999)** de quelques le´ gumineuses d'inte´ re^ t fourrager et/ou pastoral : possibilite´ s de valorisation en re´ gion me´ diterrane´ enne. Pastagens e Forragens 1999 ; 20 : 81-112.cinales. (Abdelguerfi et Laouar, 1999).
7. **DOBIGNARD A. et CHATELAIN C. (2010-2013)** Index synonymique de la flore d'Afrique du Nord (4 vol.), Genève, C.J.B.G.
8. **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 chemistry, 107(3), 1120-1130.
9. **REIGOSA M.J., PEDROL N., GONZALEZ L., (2006).** Allelopathy: A physiological process with ecological implications. Springer Science & Business Media, 638 p.
10. **MABBERLEY, D.J. (1987).** The Plant Book (A portable dictionary of the higher plants). Cambridge: University Press.

11. **PELL, SUSAN KATHERINE.et AL. (2011)** Anacardiaceae. In: Kubitzki K (ed.) The families and genera of vascular plants. Flowering plants. Eudicots. Sapindales, Curcubitales, Myrtales. v. X. Springer, Berlin. pp. 7-50. 2011
12. **COOMBES PH (2000)**. chemistry of the Meliaceae and Ptaeroxylaceae of southern and eastern Africa and Madagascar. Current Organic Chemistry.2000. 4. 1011–1054
13. **KPEMISSI A., (2007)** - Les Anacardiaceae du Togo : études botaniques, écologiques et propriétés antifongiques. Thèse de doctorat en biologie végétale. Unv. Reims : 25.
14. **GAUSSEN H., LEROY J.F.& P. OZENDA, (1982)**. -Précis de Botanique. 2 – Les Végétaux Supérieurs, Ed. Masson, 2ème édition, pp.579.
15. **TIANLU MIN.; BARFOD, ANDERS. (2008)** anacardiaceae. in: wu zy, raven ph & hong dy (eds.) Flora of China. Vol. 11. Science Press and Missouri Botanical Garden Press, Beijing and St Louis. p. 335-355.
16. **HEYWOOD V.H., BRUMMITT R.K., CULHAM A. ET SEBERG O., (2007)**. Flowering plant families of the World. Richmond Hill, ed., Ontario, Canada : Firefly Books. p. 51-409.
17. **GLIMN-LACY J, KAUFMAN PB. (2006)** Botany Illustrated. Second Edition. Springer, NY.pp106.
18. **CORREIA SUZIMONE DE J. ,JUCENI P. DAVID AND JORGE M. DAVID (2006)** METABÓLITOS SECUNDÁRIOS DE ESPÉCIES DE ANACARDIACEAE. Quim. Nova, Vol. 29, No. 6, 1287-1300, 2006
19. **JOHN D. MITCHELL, SUSAN K. PELL, JULIEN B. BACHELIER, EMILY J. WARSCHESKY, ELIZABETH M. JOYCE, AURA CALVILLO CANADELL, CINTIA LUIZA DA SILVALUZ , CLEMENT COIFARD (2022)** NEOTROPICAL ANACARDIACEAE (cashew family). Brazilian Journal of Botany .45:139–180
20. **QUEZEL P. ET SANTA S., (1962-1993)**. Nouvelle Flore de l'Algérie et des régions désertiques Méridionales. Paris C.N.R.S., 2 volumes. 1170p.
21. **EL-OQLAH AA (1996)**. Biosystematic research on the genus Pistacia in Jordan. In Taxonomy, distribution, conservation and uses of Pistacia genetic resources. Eds. S. Padulosi, T. Caruso and E. Barone. Workshop 29-30 June 1995. Palermo, Italy, pp 12-19.

22. **AVANZATO, D., QUARTA R. (2004).** Monoecious *Pistacia terebinthus* found in Bulgaria. *Crop Wild Relative*. 2004. 2. 14-16
23. **MONJAUZE A. (1980)** Connaissance du bétoum *Pistacia atlantica* Desf. *Biologie et forêt.Revue Forestière Française*. 1980. 4. 357-363.
24. **AL-SAGHIR, M. G. (2009)** Evolutionary history of the genus *Pistacia* (Anacardiaceae). *International Journal of Botany*, 2009, vol. 5, no 3, p. 255-257.
25. **ZOHARY (1952)** - a monographical study of the genus *pistacia* .palestine journal botj.séries ,5pp :187-228.
26. **YI, T., WEN, J., GOLAN-GOLDHIRSH, A., & PARFITT, D. E., (2008).** Phylogenetics and reticulate evolution in *Pistacia* (Anacardiaceae) 1. *American Journal of Botany*, 95(2), 241–251.
27. **XIE, L., YANG, Z.-Y., WEN, J., LI, D.-Z., YI, T.-S., (2014).** Biogeographic history of *Pistacia* (Anacardiaceae), emphasizing the evolution of the Madrean-Tethyan and the eastern Asian-Tethyan disjunctions. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 77, 136–146.
28. **ROUSSOU, M. (2018).** Identification des restes archéologiques du genre *Pistacia* L. : approches morphologique et morphométrique traditionnelle et géométrique. [Mémoire de Master 2, Museum national d'histoire naturelle de Paris]
29. **BELHADJ S., (2007).** Etude éco-botanique de *Pistacia atlantica* Desf. (Anacardiaceae) en Algérie, préalable à la conservation des ressources génétiques de l'espèce et à sa valorisation, Thèses de Doctorat d'Etat en Sciences Agronomiques, Université Mouloud Mammeri de Tizi Ouzou, 183p.
30. **JOLEY, (1979)** , pistachios . In : Jaynes R A (Ed) Nut tree culture in north America , the northern nut growers ASSOC .Hasmeden (T,PP,163–174)
31. **AL-SAGHIR M.G., (2010).** Phylogenetic analysis of the genus *Pistacia* L. (Anacardiaceae) based on morphological data. *Asian journal of plant sciences*. ISSN 1682-3974
32. **ROMANI A., PINELLI P., GALARDI C., MULINACCI N. AND TATTINI M., (2002).** Identification and quantification of galloyls derivatives, flavonoid glycosides and anthocyanins in leaves of *Pistacia lentiscus* L. *Phytochemical Analysis*, 13: 79-86.

33. **VAYA J. AND MAHMOOD S., (2006).**Flavonoid content in leaf extracts of the fig (*Ficus carica* L.), carob (*Ceratonia siliqua* L.) and pistachio (*Pistacia lentiscus* L.). *Biofactors*, 28: 169-175.
34. **ARABI, A.; DJIBAOU, R.; MALIHAC, C.; SISBANE, I.; LATTAB, A.; BECHELAGHEM, N.; DAHAH, H.; CHAREF, R.; ETTALHI, M.; TALEB, F.; OUARKORICHI, N.; DAHLOUM, L. (2017)** Chemical composition and antibacterial activity of essential oil from leaves and twigs of *Pistacia lentiscus* growing in Mostaganem Province (Algeria). *Int. J. of Biosci.* 2017, 10, 146-158.
35. **SAID, S.A.; FERNANDEZ, C.; GREFF, S.; TORRE, F.; DERRIDJ, A.; GAUQUELIN, T.; MEVY, J.P. (2011)** Inter-population variability of terpenoid composition in leaves of *Pistacia lentiscus* L. from Algeria: a chemoecological approach. *Molecules* 2011, 16, 2646–2657.
36. **AMMARI, M.; OTHMAN, H.; HAJRI, A.; SAKLY, M.; ABDELMELEK, H. (2018).** *Pistacia lentiscus* oil attenuates memory dysfunction and decreases levels of biomarkers of oxidative stress induced by lipopolysaccharide in rats. *Brain research bulletin* 2018, 140, 140-147.
37. **AL-SAGHIR, M. G., & PORTER, D. M. (2012).** Taxonomic revision of the genus *Pistacia* L. (Anacardiaceae). *American Journal of Plant Sciences*, 3 : 12–32.
38. **BOUALEM SID-AHMED (2015)** Contribution à l'amélioration des techniques de stratification et de greffage de quelques espèces du genre *Pistacia*. DE DOCTORAT EN SCIENCES. Université STAMBOULI Mustapha de Mascara Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie Département d'Agronomie THESE. 168P.
39. **BELHADJ S., (2002):** Geographical distribution of *Pistacia Atlantica* Desf. In Algeria. *Acta Hort. (ISHS)*, 59:499-503 .
40. **RAMEAU J.C., MANSION D., DUME G. ET GAUBERVILLE C., (2008).** Flore forestière française (guide écologique illustré), tome 3 : Région méditerranéenne. Institut pour le Développement Forestier. 2426 p
41. **BOZORGI, M., MEMARIANI, Z., MOBLI, M., HOSSEIN, M., SURMAGHI, S., SHAMS-ARDEKANI, M. R., & RAHIMI, R. (2013).** P. *Khinjuk*, and p. *Lentiscus*, A review of their traditional uses, phytochemistry and pharmacology, *The ScientificWorld Journal* 1-33.

42. **ANSARI S.H., NAHIDA, SIDDIQUI A.N., (2012).** Pistacia Lentiscus: A review on phytochemistry and pharmacological properties, International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences, 4 : 16-20
43. **MABROKA A. G. ABDALRHIM (2021)** Size Structure of Cupressus sempervirens L. and Pistacia lentiscus L. Populations in Wadi Alkuf, East of Libya .Al-Mukhtar Journal of Sciences 36 (1): 24-33.
44. **KHALDI ET KHODJA, (1995); MABROKA A. G. ABDALRHIM (2021).**- Size Structure of Cupressus sempervirens L. and Pistacia lentiscus L. Populations in Wadi Alkuf, East of Libya. Al-Mukhtar Journal of Sciences 36 (1): 24-33, 2021
45. **GHORBEL, A.BEN SALEM-FNAYOU, A. CHATIBI AND M. TWEY (1998)** ressources of Pistacia in Tunisia: Towards a comprehensive documentation and Pistacia diversity in central and west asia, North Africa and Erope. Report of the IP.GRI Workshop.14-17. Decembr 1998.
46. **ÉLISABETH DODINET. (2018).** Odeurs et parfums en Méditerranée archaïque. Analyse critique des sources. Pallas. Revue d'études antiques, Presses universitaires du Mirail, 2018, Goûts et odeurs dans l'Antiquité
47. **BAYTOP, T. (1999).** Therapy with medicinal plants in turkey- Past and Present, Second ed. Nobel Publishers, Istanbul.
48. **DIAZ BARRADAS, M. C. & CORREIA, O. (1999).** Sexual dimorphism, sex ratio and spatial distribution of male and female shrubs in the dioecious species Pistacia lentiscus L. Folia Geobotanica 34: 163–174
49. **QUEZEL, P., SANTA, S., (1962).** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales : Cytisus L. (Cytise).Paris, 486-487.
50. **PARLAK S., ALBAYRAK N., (2010).** Sakız (Pistacia lentiscus var. chia)'ın Aşılama Yoluyla Çoğaltılması - Mastic tree vegetational propogation by grafting, Publication of Aegean Forest Research Institute, Technical Bulletin No:49, İzmir.
51. **AKDEMİR Ö.F., TILKAT E., AHMET O.N.A.Y., KILINÇ F.M., SÜZERER V., ÇİFTÇİ Y.Ö., (2013).** Geçmişten Günümüze Sakız Ağacı Pistacia lentiscus L. Batman Üniversitesi Yaşam Bilimleri Dergisi, 3(2), pp.1–28.
52. **ABUDULI A., (2015).** Evaluation of wild type Mastic tree (Pistacia lentiscus L.) Germplam by molecular markers, Marmara University, Institute For

Graduate Studies in Pure and Applied Science, Master thesis, 135 p.,
İstanbul

53. **BOULLARD B., (2001).** Plantes médicinales du monde, Réalités et croyances, Edition ESTEM, 636p.
54. **CHRYSSAVGI, G., VASSILIKI, P., ATHANASIOS, M., KIBOURIS, T., MICHAEL, K. (2008).** Essential oil composition of *Pistacia lentiscus* L. and *Myrtus communis* L.: Evaluation of antioxydant capacity of methanolic extracts. *Food Chemistry*, 107: 1120–1130.
55. **MORE D. ET WHITE J., (2005)** Encyclopédie des Arbres plus de 1800 Espèces et Variétés du Monde, Flammarion, pp 18 ; 24
56. **SOMSON E., (1987).** Arbres, arbustes et arbrisseaux en Algérie. Facul Sci. Univ. Alger.I.N. Agronomique. El Harrach (Alger). Tabarka. 25p
57. **MATTIA C, BISCHETTI GB, GENTILE F, (2005).** Biotechnical characteristics of root systems of typical Mediterranean species. *Plant Soil*. 278:23-32(Crîté, 1965) Crîté ., 1965. Précis de botanique, systématique des Angiospermes. Tome II, édition Masson et Cie, 224 p
58. **QUEZEL P., & SANTA S. (1963).** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. In *Journal of chemical information and modeling* (CNRS, vol. 2, issue 9). 1170p.
59. **VERDU`, M., AND GARCIA-FAYOS, P., (1998).** Ecological causes, function, and evolution of abortion and parthenocarpy in *pistacia lentiscus* (anacardiaceae). *Can. J. bot.*76,134-141.
60. **ALYAFI J.,(1979).** Approche systématique et écologie du genre *pistacia* L. dans la région méditerranéenne. Thèse de docteur de 3éme cycle. Faculté des sciences et techinques. St Jérôme, marseille p
61. **AL-SAGHIR, M. AL. (2006).** Phylogenetic analysis of the genus *Pistacia* (Anacardiaceae). Dissertation submitted to the faculty of the Virginia Polytechnic Institute and State University in partial fulfillment of the requirements for the degree of Doctor of Philosophy In Biological Sciences. 113p
62. **TRABELSI H., CHERIF O. A., SAKOUHI F., VILLENEUVE P., RENAUD J., BAROUH N., BOUKHCHINA S. et MAYER P. (2012.)** Total lipid content, fatty acids and 4-desmethylsterols accumulation in developing

- fruit of *Pistacia lentiscus* L. growing wild in Tunisia. *Journal of Food Chemistry*, 131, 434-440.
63. **AIT SAID S. (2011).** Stratégie adaptative de deux espèces du genre *Pistacia* (*P. lentiscus* L. et *P. atlantica* Desf.) aux conditions d'altitude, de salinité et d'aridité : Approche morphoanatomiques, photochimiques et ecophytosociologiques. Thèse de doctorat. Université Mouloud Mammeri, Tizi Ouzou. Pp. 32-38.
 64. **SAADOUN, S.N., (2002).** Types stomatiques du genre *Pistacia*: *Pistacia atlantica* Desf. ssp. *atlantica* et *Pistacia lentiscus* L., p369.
 65. **BELHADJ S., (2002),** Geographical distribution of *Pistacia atlantica* Desf. In Algeria. *Acta Hort. (ISHS)*, 59, P-p 499-503.
 66. **BENSALEM, G., (2015).** L'huile de lentisque (*Pistacia lentiscus* L.) dans l'Est algérien : Caractéristique physicochimiques et composition en acides gras, mémoire de magister en sciences alimentaires, université Constantine, p 105
 67. **MICHEL VENNETIER, NICOLAS PLAZANET. (2022)** Ecologie du pistachier lentisque, un arbuste d'avenir pour la forêt méditerranéenne par Michel VENNETIER et Nicolas PLAZANET *Forêt Méditerranéenne*, 2022, 43 (1), pp.19-30.
 68. **KOZHORIDZE, G., ORLOVSKY, N., ORLOVSKY, L., BLUMBERG, D.G. & GOLAN-GOLDHIRSH, A. (2015).** Geographic distribution and migration pathways of *Pistacia* – present, past and future. *Ecography*, 38: 1141-1154.
 69. **PALACIO, S, MILLA, R, MONTSERRAT-MARTI, G (2005).**
 70. A phenological hypothesis on the thermophilous distribution of *Pistacia lentiscus* L. *Flora* 200: 527-534.
 71. **MECHERARA-IDJERI S., HASSANI A., CASTOLA V. ET CASANOVA J. (2008).** Composition of leaf, fruit and gall essential oils of Algerian *Pistacia atlantica* Desf. *Journal of Essential Oil Research* 20: 215-219.
 72. **AIT SAID S. (2011).** Stratégie adaptative de deux espèces du genre *Pistacia* (*P. lentiscus* L. et *P. atlantica* Desf.) aux conditions d'altitude, de salinité et d'aridité : Approche morphoanatomiques, photochimiques et ecophytosociologiques. Thèse de doctorat. Université Mouloud Mammeri, Tizi Ouzou. Pp. 32-38.

73. **DOGAN Y., BASLAR S., AYDIN H., HUSEYINMERT H., (2003.)**- A study of the soil-plant interactions of *Pistacia lentiscus* L. distributed in the western Anatolian part of Turkey. *Acta Bot. Croat.* 62 (2), 73–88.
74. **QUEZEL P. & BARBERO M. (1981)**. Contribution à l'étude des formations pré-steppiques à genévriers au Maroc. *Boletim da Sociedade de Botânica*, 53 : 1137 - 1160.
75. **ISMAIL, A.; HAMROUNI, L.; HANANA, M.; JAMOSSI, B. (2012)**. Chemical composition and herbicidal effects of *Pistacia lentiscus* L. essential oil against weeds. *Int. J. Med. Aromat. Plants* 2012, 2, 558–565.
76. **BACHROUCH O, MEDIOUNI-BEN JEMAA J, WISSEM AW, TALOU T, MARZOUK B, ABDERRABA M. (2010)** Composition and insecticidal activity of essential oil from *Pistacia lentiscus* L. against *Ectomyelois ceratoniae* Zeller and *Ephestia kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae). *J Stored Prod Res.* 2010 ;46(4): 242-247. doi:10.1016/j.jspr.2010.07.001.
77. **DOB T, DAHMANE D., CHELGHOU M., (2006)**: Chemical composition of the essential Oils of *pistacia lentiscus* L. from Algeria. *Journal of essential Oil Research* ,17,642-644.
78. **LONGO L., SCARDINO A. AND VASAPOLLO G. (2007)**. Identification and quantification of anthocyanins in the berries of *Pistacia lentiscus* L., *Phillyrea latifolia* L. and *Rubia peregrina* L. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 8(3): 360-364
79. **BHOURI, W, SKANDRANI, I, BEN SGHAIR, M, DIJOUX- FRANCA, MG, GHEDIRA, K, CHEKIR GHEDIRA, L (2012)**. Digallic acid from *Pistacia lentiscus* fruits induces apoptosis and enhances antioxidant activities *Phytotherapy Res* 26: 387–391.
80. **ABDELWAHAB, A., BOUHLEL, I., SKANDRANI, I., VALENTI, K., KADRI, M., GUIRAUD, P., STEIMAN, R., MARIOTTE, AM., GHEDIRA, K., LAPORTE, F., DIJOUX- FRANCA, M-G., CHEKIR – GHEDIRA, L., (2007)**: Study of antimutagenic and antioxidant activities of Gallic acid and 1,2,3,4,6-pentagalloylglucose from *pistacia lentiscus*. Confirmation by microarray expression profiling, *Chemico –Biological Interactions* **165**,1-13.

81. **BELHACHAT DJAMILA (2019)**, Etude phytochimique des extraits de *Pistacialentiscus* (L.). Activité antioxydante, antimicrobienne et insecticide. Thèse de doctorat, Ecole Nationale Supérieure Agronomique- El-Harrach-Alger.Algeria. *Mediterranean Journal of Nutrition and Metabolism* , 10 , 273–285 .
82. **ASSIMOPOULOU, A.N.; ZLATANOS, S.N.; PAPAGEORGIOU, V.P. (2005)** Antioxidant Activity of Natural Resins and Bioactive Triterpenes in Oil Substrates. *Food Chem.* 2005, 92, 721–727.
83. **ARAB, K., BOUCHENAK, O., YAHIAOUI, K. (2014).** Etude phytochimique et évaluation de l'activité antimicrobienne et antioxydante de l'huile essentielle et des composés phénoliques du pistachier lentisque (*Pistacia lentiscus* L.). *J Fundment Appl Sci.*, 6(1), 79-93.
84. **BENHAMMOU N., ATIKBEKKARA F. AND PANOVSKA T.K., (2008).** Antioxidant and antimicrobial activities of the *Pistacialentiscus* and *Pistacia atlantica* extracts. *African Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 2(2): 22-28.
85. **ATMANI D., CHAHER N., BERBOUCHA M., AYOUNI K., LOUNIS H., BOUDAUD H., DEBBACHE N., (2009).** Antioxidant capacity and phenol content of selected Algerian medicinal plants *Food Chemistry*. 112: 303 – 309.
86. **KHIARI, M.B., KECHRID, Z., KLIBET, F., ELFEKI, A. , SHAARANI, M.D.S., KRISHNAIAH, D. (2018)** . Preventive effect of *Pistacia lentiscus* essential oil. *Toxicology reports* , 549 , 1-29.
87. **SEHAKI, C.; JULLIAN, N.; CHOQUE, E.; DAUWE, R.; FONTAINE, J.X.; MOLINIE, R.; AYATI, F.; FERNANE, F.; GONTIER, E. (2022)** Profiling of Essential Oils from the Leaves of *Pistacia lentiscus* Collected in the Algerian Region of Tizi-Ouzou: Evidence of Chemical Variations Associated with Climatic Contrasts between Littoral and Mountain Samples. *Molecules* 2022, 27, 4148.
88. **HAFSE M, BENBRAHIM KF, SAIDI A, FARAH A (2013).** Volatile Components and Antibacterial Profile of Essential Oils Extracted from Leaves and Twigs of *Pistacia lentiscus* L. *British Microbiology Research Journal* 3(4): 602-611.

89. **DRIS I., (2020).** Caractérisation chimique des huiles essentielles de *Pistacia lentiscus* L. Evaluation du pouvoir antimicrobien et antioxydant. Thèse de doctorat. Université Ahmed Ben Yahia El wancharissi Tissemsilt. 137p
90. **RHOUMA H, BEN DAOUD S, GHANMI H, BEN SALAH M, ROMDHANE M, DEMAK M (2009).** Antimicrobial activity of leaf extracts of *Pistacia* and *Schinus* species against some plant pathogenic fungi and bacteria. *Journal of Plant Pathology*, 91(2): 339-345.
91. **DJENANE, D.; YANGUELA, J.; MONTANES, L.; DJERBAL, M.; RONCALES, P. (2011).** Antimicrobial activity of *Pistacia lentiscus* and *Satureja montana* essential oils against *Listeria monocytogenes* CECT 935 using laboratory media: Efficacy and synergistic potential in minced beef. *Food Control* 2011, 22, 1046–1053.
92. **JANAKAT, S., & AL-MERIE, H. (2002).** Evaluation of hepatoprotective effect of *Pistacia lentiscus*, *Phillyrea latifolia* and *Nicotiana glauca*. *Journal of ethnopharmacology*, 83(1-2), 135-138.
93. **MEHENNI, C., ATMANI-KILANI, D., DUMARÇAY, S., PERRIN, D., GERARDIN, P., ATMANI, D. (2016).** Hepatoprotective and antidiabetic effects of *Pistacia lentiscus* leaf and fruit extracts. *Journal of Food and Drug Analysis*. 24 : 653-669
94. **LJUBUNCIC, P.; SONG, H.; COGAN, U.; AZAIZEH, H.; BOMZON, A. (2005)** The effects of aqueous extracts prepared from the leaves of *Pistacia lentiscus* in experimental liver disease. *J. Ethnopharmacol.* 2005, 100, 198–204.
95. **DJEROU Z., (2011).** Etude des effets pharmaco-toxicologique de plantes médicinales d'Algérie : L'activité cicatrisante l'innocuité de l'huile végétale de *Pistacia lentiscus* L. Thèse de doctorat sciences, Univ Mentouri, Fac Sci Nat Vie, Constantine, 156p.
96. **SAKAGAMI, H., KISHINO, K., KOBAYASHI, M., HASHIMOTO, K., IIDA, S., SHIMETANI, A., NAKAMURA, Y., TAKAHASHI, K., IKARASHI, T., FUKAMACHI, H., SATOH, K., NAKASHIMA, H., SHIMIZU, T., TAKEDA, K., WATANABE, S., NAKAMURA, W. (2009).** Selective antibacterial and apoptosis-modulating activities of mastic. *In Vivo*. 23: 215-224.

97. **MAAMERI, Z., BEROUAL, K., DJERROU, Z., HABIBATNI, S., BENLAKSIRA, B. SERAKTA, M. MANSOUR-DJAALAB, H., KAHLOUCHE-RIACHI, F., BACHTARZI, K., HAMDY PACHA, Y. (2012)** Preliminary study to assess cicatrizing activity of honey and Pistacia lentiscus fatty oil mixture on experimental burns in rabbits. Int. J. Med. Arom. Plants. 2, (3): 476-480.
98. **KHEDIR, S. B., BARDAA, S., CHABCHOUB, N., MOALLA, D., SAHNOUN, Z., & REBAI, T. (2017).** The healing effect of Pistacia lentiscus fruit oil on laser burn. Pharmaceutical biology, 55(1), 1407-1414.
99. **SEIGUE A., (1985).** La Forêt Circumméditerranéenne et ses Problèmes, Maisonneuve & Larose, pp 22- 27, pp 137 – 139.
100. **NEGRE R., (1962).** Petite flore des régions arides du Maroc occidental, Tome II, Editions CNRS, Paris VII, 566p.
101. **BENHASSAINI H., MEHDADI Z., HAMEL L. ET BELKHODJA M., (2007)** "Phytoécologie de Pistacia atlantica Desf. subsp. atlantica dans le Nord-ouest Algérien". Sécheresse vol. 18, n° 3, pp199-205.
102. **KHALDI, A. AND M.L. KHOUDJA. (1995).** Atlas pistachio (Pistacia atlantica Desf.) in North Africa: taxonomy, geographical distribution, utilization and conservation. In Padulosi, S., T. Caruso and E. Barone, (Eds). Taxonomy, distribution, conservation and uses of Pistacia genetic resources. Report of a Workshop, June 1995, Palermo, Italy. IPGRI, Rome, Italy.
103. **YAAQOBI A., EL HAFID L. ET HALOUI B. (2009).** Etude biologique de Pistacia atlantica Desf. d e la région orientale du Maroc. Biomatec Echo 3: 39-49.
104. **OZENDA P., (1983)** - Flore du Sahara. Deuxième édition C.N.R.S., 566 p.
105. **ZOHARY M., (1987)** – Pistacia L. In: Flora Palestina. Platanaceae to Umbelliferae, 2nd edition Academy of Sciences and Humanities, Palestine. 2: 296-300.
106. **LAPIE G. ET MAIGE A., (1914)** - Flore forestière illustrée de l'Algérie. Paris, E., Orlhac, 360 p.
107. **FOURNIER P., (1952)** - Flore illustrée des jardins et des parcs. Arbres et arbustes et fleurs de pleine terre. Tome II, 549 p.

108. **BELHADJ S., DERRIDJ A., AUDA Y., GRES C ET GUAQUELIN T., (2008)** : Analyse de la variabilité morphologique chez huit populations spontanées de *Pistacia atlantica* en Algérie. Botany. Vol (86) : 520-532.
109. **POTTIER-ALAPETITE, G. (1979-1981).** — Flore de la Tunisie (Angiospermes-Dicotylédones). 2 vol. Publications scientifiques tunisiennes, ministère de l'Enseignement supérieur et de la Recherche Scientifique, ministère de l'Agriculture, Tunis.
110. **KHICHANE M., (1988)** - Etude de la morphogénèse et des rythmes de croissance du système racinaire du jojoba (*Simmondsia chinensis* Link) et du pistachier de l'Atlas (*Pistacia atlantica* Desf.). Essai de production de plants en pépinières. Mémoire Ing. Agr. I.N.A. El Harrach, 68 p.
111. **CHAIB-DRAA, M. ; (1994).** Contribution à l'étude d'un substrat en vue de la production de plants forestiers, cas du *Pistacia atlantica* Desf. Mém. Ing.Etat .Ecole Nationale Supérieure d'agronomie (E.N.S.A).Alger. p.24.
112. **LIMANE, A. (2009).** "Architecture racinaire du pistachier de l'Atlas en relation avec les propriétés physico-chimiques du sol sous-jacent : cas de la population de la réserve La liste des références 74 nationale d'El Mergueb" (Wilaya de M'sila), Algérie". Mémoire de Magister,
113. **AIT RADI A., (1979).**-Multiplication par voie végétative et par semis de *Pistaciaatlantica*et *Ailantusaltissima*.Mém.Ing.Agr, I N A, El-Harrach, 40p.
114. **JAFRI S M.H., ET EL GADI A., (1978):** Flora of Libia.*Anacardiaceae*. 52:1-12.
115. **ZOHARY M., (1996)** - The genus *Pistacia* L. In: Taxonomy, distribution, conservation and uses of *Pistacia* genetic resources. Proceedings of the IPGRI Workshop 29-30 June 1995. Edited by S. Padulosi, T. Caruso and E. Barone. Palermo, Italy, pp. 1-11.).
116. **KAABACHE M., (2005).** - Guide des habitats aride et saharien (typologie de la végétationd'Algérie, Projet/ALG/00/G35.
117. **BRICHET M., (1931).** Le pistachier fruitier. Informator agricola, 53 : 1416- 1420
118. **MAIRE R., (1930)** Contribution à l'étude de la flore de l'Afrique du Nord, fascicule 16, pp.171-179

119. **ABDELKRIM H., (1992)** Un joyau floristique : L'Oued Idikel, Oued à *Pistacia atlantica* et *Myrthus nivellei* dans le Hoggar, Documents phytosociologiques, Vol. XIV, Octobre 1992, pp. 211-218
120. **QUEZEL P., MEDAIL F., (2003).** Écologie et biogéographie des forêts du bassin méditerranéen. Paris, France, Elsevier, coll. Environnement, 571
121. **BENHASSAINI H. & BELKHODJA M., (2004)** "Le pistachier de l'Atlas en Algérie entre survie et disparition". La feuille et l'aiguille 54: 1-2, 2004.
122. **KASKA N., (1994).** The Pistachio in its traditional growing areas. CIHEAM-FAO, cours approfondi, production et économie des fruits secs, 17 p.
123. **BENABDALLAH, RO KOUAME, M EL BENTCHIKOU, A ZELLAGUI, N GHERRAF (2017)** -Ethno botanical and phytochemical Studies and assessment of antimicrobial activity of the leaves of pistachio oleoresin of the atlas (*Pistacia atlantica* Desf.) Phytothérapie 15, 222-229.
124. **BENAMAR, H., MAROUF, A., BENNACEUR, M. (2018).** Phytochemical composition, antioxidant and acetylcholinesterase inhibitory activities of aqueous extract and fractions of *Pistacia atlantica* subsp. *atlantica* from Algeria. *Journal of Herbs, Spices & Medicinal Plants*: 1049-6475.
125. **YOUSFI M., DJERIDANE A., BOMBARDA I., HAMIA C., DUHEM B. AND GAYDOU E. M., (2009)** Isolation and characterization of a new hispolone derivative from antioxidant Extracts of *Pistaciaatlantica*. *Phytother. Res.*, 23: 1237-1242
126. **KHALLOUKI, F.; BREUER, A.; MERIEME, E.; ULRICH, C.M.; OWEN, R.W. (2017)** Characterization and quantitation of the polyphenolic compounds detected in methanol extracts of *Pistacia atlantica* Desf. fruits from the Guelmim region of Morocco. *J. Pharm. Biomed. Anal.* 2017, 134, 310–318.
127. **M. BAHMANI, K. SAKI , M. ASADBEYGI, A.ADINEH , S.SABERIANPOUR, M. RAFIEIAN-KOPAEI ,F. BAHMANI ,E BAHMANI. (2015).** The effects of nutritional and medicinal mastic herb (*Pistaciaatlantica*). *Journal of Chemical and Pharmaceutical Research*. 2015, 7(1):646-653

128. **HMED MB, ALIMI H, GUESMI F, ELATRECH F, ZOUARI N, CHTOUROU Y, SALEM RB, RIGANE G, CHERIF S, (2021).** *Pistacia atlantica* Desf. roots extract: LC-ESI-MS Analysis, antioxidant activity and gastroprotective effect on experimentally-induced ultrastructural gastric ulcers in mice. *Ultrastruct Pathol.* 2021 Mar 4;45(2):102-111.
129. **RHOUMA H, BEN DAOUD S, GHANMI H, BEN SALAH M, ROMDHANE M, DEMAK M (2009).** Antimicrobial activity of leaf extracts of *Pistacia* and *Schinus* species against some plant pathogenic fungi and bacteria. *Journal of Plant Pathology*, 91(2): 339-345.
130. **PEKACAR, S. (2022).** Investigation of antidiabetic effect of *Pistacia atlantica* leaves by activity-guided fractionation and phytochemical content analysis by LC-QTOF-MS. *Frontiers in Pharmacology.*, 13, 826261.
131. **HASHEMNIA, M., NIKOUSEFAT, Z., & YAZDANI-ROSTAM, M. (2015).** Antidiabetic effect of *Pistacia atlantica* and *Amygdalus scoparia* in streptozotocin-induced diabetic mice. *Comparative Clinical Pathology.*, 24(6), 1301–1306.
132. **MAMGAIN A., ROYCHOWDHURY R., TAH J., (2013).** *Alternaria* pathogenicity and its strategic controls. *Research Journal of Biology.* 1: 01–09.
133. **DAVICINO R., MATTAR MA., CASALI YA., GRACIELA S. MARGARITA E. ET MICALIZZI B. (2007).** Antifungal activity of plant extracts used in folk medicine in Argentina. *Revista Peruana de Biología.* 14: 247–251.
134. **PERROTIS C., CARAFFA N., AILIS., (1999),** Précis de matière médicale, Ed : Masson
135. **VOLAK J., STODOLA. J. ET SEVERA F., (1984).** Plantes médicinales, Ed :Grund ,Paris,1984
136. **PIERRE C. (1995).** Encyclopédie des médecines naturelles tome 1,Ed :Frison noche paris 1995
137. **HRABIELLES M., (1981).** Abrégé de matière médicale, Ed : Masson ; Paris.
138. **KRIEF SABRINA (2003).** métabolites secondaires des plantes et comportement animal : surveillance sanitaire et observations de l'alimentation de chimpanzés (*pan troglodytes schweinfurthii*) en ouganda

activités biologiques et étude chimique de plantes consommées docteur
du muséum national d'histoire naturelle.32p

139. **GARCIA-PLAZAOLA J., BECERRIL M., (1999).** A rapid HPLC method to measure lipophilic antioxidants in stressed plants: simultaneous determination of carotenoids and tocopherols. *Phytochemical Analysis*, 10: 307-313.
140. **VERMERRIS W., (2006):** Phenolic compound biochemistry, Springer, Dordrecht. ISBN10 1-4020 5163-8 (HB).
141. **HOPKINS, W.G. (2003)** Physiologie végétale, 2e édition De Boeck., Bruxelles. Hughes, R.K., Domenico, S. De and Santino, A. (2009) Plant cytochrome CYP74 family: biochemical features, endocellular localisation, activation mechanism in plant defence and improvements for industrial applications. *Chembiochem Eur. J. Chem. Biol.*, 10, 1122–1133
142. **ROBERTS, M.F. AND WINK, M. (1998)** Alkaloids: biochemistry, ecology, and medicinal applications Plenum Press., New York: Springer Science & Business Media.
143. **QIU, S., SUN, H., ZHANG, A.-H., XU, H.-Y., YAN, G.-L., HAN, Y. AND WANG, X.-J. (2014)** Natural alkaloids: basic aspects, biological roles, and future perspectives. *Chin. J. Nat. Med.*, 12, 401–406.
144. **YU, X., GAO, X., ZHU, Z., CAO, Y., ZHANG, Q., TU, P. AND CHAI, X. (2014)** Alkaloids from the tribe Bocconieae (papaveraceae): a chemical and biological review. *Mol. Basel Switz.*, 19, 13042–13060.
145. **RODRIGUEZ-CONCEPCION, M. AND STANGE, C. (2013)** Biosynthesis of carotenoids in carrot: an underground story comes to light. *Arch. Biochem. Biophys.*,
146. **PRONIN, A.V., DANILOV, L.L., NAROVLYANSKY, A.N. AND SANIN, A.V. (2014)** Plant polyisoprenoids and control of cholesterol level. *Arch. Immunol. Ther. Exp.*, 62, 31–39.
147. **SUN, J. (2007)** D-Limonene: safety and clinical applications. *Altern. Med. Rev. J. Clin. Ther.*, 12, 259–264.
148. **EDEAS, M., (2008).** Les polyphénols et les polyphénols de thé. *Phytothérapie*, 5(5): 264-270.

149. **LUGASI, A., HOVARI, J., SAGI, K.V. AND BIRO, L., (2003).** The role of antioxidant phytonutrients in the prevention of diseases. *Acta Bio. Szegediensis*, 47(1-4): 119-25
150. **BRUNETON, J. (1999)** Pharmacognosie et phytochimie des plantes médicinales. 3ème édition. Tec&Doc. Paris.
151. **DIXON, R.A. ; PAIVA, N.L. (1995).** Stress-induced phenylpropanoid metabolism. *Plant Cell* 1995, 7, 1085–1097
152. **BOUHEROM, M., (2007).** Etude phytochimique des plantes médicinales algériennes : *Rhantherim adpressum* et *Ononis anfastissima*. Thèse de doctorat de l'université de Constantine.
153. **MACHEIX, J.-J., FLEURIET, A. AND JAY-ALLEMAND, C. (2005)** Les composés phénoliques des végétaux, Un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. Presses polytechniques et universitaires romandes., Lausanne.
154. **BRUNETON, J. (1993).** Pharmacognosie et phytochimie des plantes médicinales. 2ème édition. Tec & Doc. Paris
155. **COWAN, M. M. (1999).** Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbiology Reviews* 12(4): 564-582.
156. **HARBORNE J.B., (1998).** Phytochemical method. A guide to modern techniques of plants analysis. Third Edition. ISBN: 0-412-57260-5 (HB) and 0-412-57270- 2(PB).
157. **GEE, J.M. ET JOHNSON, I.T. (2001).** Polyphenolic compounds: interactions with the gut and implications for human health. *Current Medicinal Chemistry*. 8: 1-182.
158. **BALASUNDRAM, N., SUNDRAM, K. AND SAMMAN, S., (2006).** Phenolic compounds in plants and agri-industrial byproducts: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. *Food Chem.*, 99(1): 191-203.
159. **ROUSSERIE, P., (2019).** De la biosynthèse des flavanols aux tanins du vin : quelle place pour les pépins de raisin, thèse de docteur de l'université de bordeaux.300p.
160. **IWASHINA, T., (2000).** The structure and distribution of the flavonoids in plants. *Journal of Plant Research*, 113(3), 287.
161. **EL GHARRAS, H., (2009).** Polyphenols: food sources, properties and applications a review. *Int. J. Food Sci. Tech.*, 44(12): 2512-2518.

162. **REF'AT, A.A., TAKRURI, H.R. AND AL-SAYYED, H., (2008).** Tannin Contents of Selected Plants Used in Jordan
163. **CELZARD, A., FIERRO, V., AMARAL-LABAT, G., PIZZI, A. AND TORERO, J., (2011).** Flammability assessment of tannin-based cellular materials. *Polym. Degrad Stabilit.*, 96(4): 477- 482.
164. **LESTIENNE I. (2004).** Contribution à l'étude de la biodisponibilité du fer et du zinc dans le grain de mil et conditions d'amélioration dans les aliments de complément, Thèse de Doctorat. Ecole doctorale Science et Procédé Biologiques et Industriels Université Montpellier II (France), 224 pp.
165. **SCHOFIELD P., MBUGUA D. M. ET PELL A. N. (2001).** Analysis of condensed tannins: a review. *Animal Feed Science and Technology*, 91, 21-40
166. **BROUILLARD, R., FIGUEIREDO, P., ELHABIRI, M. ET DANGLES, O. (1997).** Molecular interactions of phenolic compounds in relation to the colour of fruits and vegetables. In *phytochemistry of fruit and vegetables proceeding of phytochemical society of Europe*. Oxford, UK. Clarendon Press. 30-49.
167. **IRANSHAHI, M., ASKARI, M., SAHEBKAR, A. AND ADJIPAVLOU-LITINA, D. (2009)** Evaluation of antioxidant, anti-inflammatory and lipoxygenase inhibitory activities of the prenylated coumarin umbelliprenin. *DARU J. Pharm. Sci.*, 17, 99–103.
168. **VENUGOPALA, K.N., RASHMI, V. AND ODHAV, B. (2013)** Review on natural coumarin lead compounds for their pharmacological activity. *BioMed Res. Int.*, 2013, 963248.
169. **O'KENNEDY, R., ET THORNES, R.D. (ED) (1997).** Coumarins: Biology, Applications and Mode of Action. John Wiley & Sons Inc. New York. N.Y.
170. **TAMIMI, R., LAGIOU, P., TRABUT L., (1935).** Etudes Scientifiques, Flores du Nord de l'Afrique, Répertoire des noms indigènes des plantes spontanées, cultivées et utilisées dans le Nord de l'Afrique, 255p.
171. **ANDJELKOVIC, M. et al., (2006).** Iron-chelation properties of phenolic acids bearing catechol and galloyl groups. *Food Chem.*, 98(1): 23-31.
172. **CHIRINOS R., CAMPOS D., WARNIER M., PEDRESCHI R., REES J-F.& LARONDELLE Y., (2008).**Antioxidantproperties of mashua

- (*Tropaeolum tuberosum*) phenolic extracts against oxidative damage using biological in vitro assays. *Food Chem.*, 111(1): 98-105.
173. **HALLIWELL B. (1994)**. Free radicals and antioxidants: A personal view. *Nutrition Reviews*. 52 : 253-265.
 174. **GOUPY P., DUFOUR C., LOONIS M., DANGLES O. (2003)**. A quantitative kinetic analysis of hydrogen transfer reactions from dietary polyphenols to the DPPH radical. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*. 51(3): 615-622.
 175. **PIETTA P.G. (2000)**. Flavonoids as antioxidants. *Journal of Natural Production*. 63: 1035- 1042.
 176. **LUCARINI M., MUGNAINI V., PEDULLI G.F. (2002)**. Bond dissociation enthalpies of polyphenols: the importance of cooperative effects. *Journal of Organic Chemistry*. 67: 928-931.
 177. **BORS W., MICHEL C. (1999)**. Antioxidant capacity of flavanols and gallate esters: pulse radiolysis studies. *Free Radical Biology and Medicine*. 27: 1413-1426.
 178. **JOVANOVIĆ S-V., STEENKEN S., HARA Y., SIMIĆ M-G. (1996)**. Reduction potentials of flavonoid and model phenoxyl radicals. Which ring in flavonoids is responsible for the antioxidant activity? *Journal of the Chemical Society, Perkin Transactions*. 2: 2497-2504.
 179. **HEIM K.E., TAGLIAFERRO A.R., BOBILYA D.J. (2002)**. Flavonoid antioxidants: chemistry, metabolism and structure-activity relationships. *Journal of Nutritional Biochemistry*. 13: 572- 584.
 180. **XIA E.Q., DENG G.F., GUO Y. J. ET LI H.B., (2011)**-Biological activities of polyphenols from grapes. *International Journal of Molecular Sciences*. 11(2): 622-646.
 181. **DAGLIA, M., (2012)**. Polyphenols as antimicrobial agents. *Curr.Opin.Biotechnol.*, 23(2): 174- 81.
 182. **BABAR A.M., HAHN E.J., PAK K.Y., (2007)**: Methyl Jasmonate and Salicylic Acid Induced Oxidative Stress and Accumulation of Phenolics in *Panax ginseng* Bioreactor Root Suspension Cultures. *Molecules*. Vol(12). P: 607-621.
 183. **RAYMOND L.A., ANDRE VM., CEPEDA C., GLADDING CM., MILNERWOOD AJ. ET LEVINE MS. (2011)**. Pathophysiology of

Huntington's disease: time-dependent alteration in synaptic and receptor function. *Neuroscience*, 15 (198): 252-273.

184. **GRONQUIST M., BEZZERIDES A., ATTYGALLE A., MEINWALD J., EISNER M., EISNER T. (2001).** Attractive and defensive functions of the ultraviolet pigments of a flower (*Hypericum calycinum*). *PNAS* **98**, p. 13745–13750.
185. **LEE HS. (2002).** Inhibitory activity of *Cinnamomum cassia* bark-derived component against rat lens aldose reductase. *J. Pharm. Pharmaceut. Sci.* **5** (3), p. 226–230.
186. **VANDEN BORRE G., SMAGGHE G. ET VAN DAMMA EJ. (2011).** Plant lectins as defense proteins against phytophagous insects. *Phytochemistry*, 72(13): 1538-1550.
187. **STAMP, N., (2003).** Out of the Quagmire of plant defense hypotheses. *The Quarterly Review of Biology*, 78: 23-55.
188. **FEENY, P.P., (1970).** Seasonal changes in oak leaf tannins and nutrients as a cause of spring feeding by winter moth caterpillar. *Ecology*, 51: 565-581
189. **BERNAYS, E.A., CHAMBERLAIN, D.J. & MCCARTHY, P., (1980).** The differential effects of ingested tannic acid on different species of Acridoidea. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 28: 158-166.
190. **KLOCKE, J.A. & CHAN, B.G., (1982).** Effects of cotton condensed tannin on feeding and digestion in the cotton pest, *Heliothis zea*. *Journal of Insect Physiology*, 28: 911- 915.
191. **LAWSON, D.L., MERRITT, R.W., KLUG, M.J. & MARTIN, J.S., (1982).** The utilization of late season foliage by the orange striped oakworm, *Anisota senatoria*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 2: 242-248.
192. **REESE, J.C., CHAN, B.G. & WAISS, A.C.J., (1982).** Effects of cotton condensed tannin, Maysin (corn) and Pinitol (soybeans) on *Heliothis zea* growth and development. *Journal of Chemical Ecology*, 8: 1429-1436.
193. **LINDERJIT, KEATING K.I. (1996)** Allelopathy: principles, procedures, processes and promises for biological control. *Adv Agron* 1996 ; 67 : 141 - 231 .
194. **WALLER GR. (1989)** Allelochemical action of some natural products. In : Chou CH, Waller GR, eds. *Phytochemical/ Ecology : Allelochemicals*,

- Mycotoxins and Insect Pheromones and Allomones. Academia Sinica Monograph Series, n° 9. Taipei: Institute of Botany, 1989: 129-54.
195. **SIQUEIRA JO, NAIR MG, HAMMERSCHMIDT R, SAFIR GR (1991).** Significance of phenolic compounds in plant-soil-microbial systems. Crit Rev Plant Sci; 10 : 63-121
 196. **EINHELLIG FA, SOUZA IF (1992).** Phytotoxicity of sorgoleone found in grain sorghum root extrudates. J Chem Ecol; 18 : 1-11.
 197. **WESTON LA, NIMBAI CL, CZARNOTA MA (1997).** Activity and persistence of sorgoleone, a longchain hydroquinone by Sorghum bicolor. The 1997 Brighton Crop Protection Conf-Weeds, 1997 : 509-16.
 198. **RICE EL (1984).** Allelopathy. 2nd ed. Orlando (Florida): Academic Press, Inc., 424 p.
 199. **EINHELLIG FA.(1986)** Mechanisms and modes of action of allelochemicals. In: Putman AR, Tang CS, eds. The science of allelopathy. New York : John Wiley, Sons, 1986 : 171 -88.
 200. **GLASS ADM. (1975).** Influence of phenolic acids upon ion uptake. III. Inhibition of potassium absorption. J Exp Bot 1974 ; 25 : 1104-13. 28. Glass ADM. Inhibition of phosphate uptake in barley roots by hydroxybenzoic acids. Phytochemistry 1975; 14: 2127-30.
 201. **BEL MARK CL, JACKSON WA, VOLK RJ, BLUM U. (1992)** Differential inhibition by ferulic acid of nitrate and ammonium uptake in Zea mays. L Plant Phys 1992; 98: 639-45.
 202. **EINHELLIG FA, RASMUSSEN JA. (1979).** Effects of three phenolic acids on chlorophyll content and growth of soybean and grain sorghum seedlings. J Chem Ecol/ 1979 ; 5 : 815-24.
 203. **BEN-HAMMOUDA M, KREMER RJ, MONOR HC, SARWAR M. (1995).** A chemical basis for differential allelopathic potential of sorghum hybrids on wheat. J Chem Ecol/ 1995 ; 21 : 775-86.
 204. **EINHELLIG FA. (1995)..** Mechanism of action of allelochemicals in allelopathy. In : Inderjit, et al., eds. Allelopathy : Organisms, process and applications. ACS Symp. Ser. 852. Am Chem Soc 1995: 96-116.
 205. **DGF., (2014).** Plan national de reboisement, de la Wilaya de Médéa.
 206. **MEKKI A., (2016).** Contribution à l'étude écologique de l'Arthropodofaune dans quelques stations à Retama raetam (Fabacées)

- dans la région de Naâma., Mém. de Magister en écologie animale : Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et de l'Univers, université Abou Baker Belkaïd - TLEMCEM, 138p.
207. **DGF (2015)**. Plan national de reboisement, de la Wilaya de Médéa.
208. **GIRARD., MC., SCHVARTZ C. ET JABIOL B., (2011)**. Etudes des sols. Descriptions, cartographie, utilisation. Ed. Dunod, Paris, 404 P.
209. **DGF, (2021)**. Plan national de reboisement, de la Wilaya de Médéa.
210. **AZZAOUI M.E., (2017)**. Dynamique de végétation du couvert forestier dans la région de Tiaret doctorat, université ibn khaldoun Tiaret Tiaret, 129p.
211. **ONM, (2018)**. Données climatiques de la région de Médéa. Ed. Office national de Météo, Algérie.
212. **DJEBAILI S., (1978)**. Recherches phytoécologiques et phytosociologiques sur la végétation des hautes plaines steppiques de l'Atlas saharien algérien. Thèse. Doct. Univ. Sci. et Tech. Du Languedoc, Montpellier, 299p.
213. **NASA POWER DATA ACCESS VIEWER (2022)**: Prediction of Worldwie Energy Resource. Available at: Accessed on: Mar.22 2022.
214. Angot A., 1906. -Etude sur le régime pluviométrique de la méditerranée ; C.R. Congr. Soc. Sav ; pp :120-134.
215. **SADKI N., (1988)**. Contribution à l'étude des groupements a olivier et lentisque de la région d'Annaba., Mém. de Magistère, Univ. Sci. Technol. H. Boumediene, Alger, 213p.
216. **REKIS A., (2012)**. Etude spatio-temporelle du changement de la végétation de la région ouest de Biskra. Approche cartographique par télédétection. Mém. de Magister: Sciences Agronomiques: Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie, université Mohamed Khider Biskra, 132 p.
217. **PEGUY C.H., (1970)**. Précis de Climatologie. Masson et Cie. Paris.. Populations d'olives locales. Thèse Magister. Agronomie. INA, El harrach, Procédés D'élaboration des olives de table. Bulletin mensuel d'information, 444p.
218. **RAMADE F., (2003)**. Eléments d'écologie-écologie fondamentaux. Ed. Dunod. Paris, 690p .

219. **OZENDA P. (1982).** -Les végétaux dans la biosphère. Doin. Ed : Paris, 431p
220. **SELTZER. (1946).** Le climat d'Algérie. Tav institue météo et physique du globe. L'université d'Alger ; 219 p.
221. **NCIBI, S. (2020).** Potentiel bioinsecticide des huiles essentielles sur deux ravageurs des céréales stockées *Rhyzopertha dominica* (Fabricius, 1792) et *Tribolium castaneum* (Herbst, 1797) et Identification de leurs ennemis naturels. These de doctorat en sciences agronomiques. Institut national agronomique de Tunisie, 65 p.
222. **F CAMPBELL, C RUNNION (2003).** Patch exploitation by female red flour beetles, *Tribolium castaneum*..Journal of insect science 3 (1), 20.
223. **GOUNOT M., (1969).** Méthodes d'étude quantitative de la végétation. Masson, Paris 314 p.
224. **OZENDA P., (1991).** Flore et végétation du Sahara, 3e édition. C.N.R.S., Paris, 662 p
225. **BRAUN-BLANQUET J., (1928).** Pflanzensoziologie. Grundzüge der Vegetationskunde. Biologische Studienbücher 7. 1ère éd., Berlin, 330 p
226. **ORSHAN G., LE FLOC'H E., LE ROUX A. ET MONTENEGRO G., (1988).** Plant phenomorphology as related to summer drought Mediterranean type ecosystems. In : di Castri, F., Floret, C, Rambal, S.& Roy J. (eds), Time scales and water stress, Proc. 5th Int. Conf. on Mediterranean ecosystems, pp. 111-123 (13p). I.U.B.S. Paris
227. **RAUNKIAER, C, (1934).** The life forms of plants and statistical plant. Geograph. Claredon press. Oxford. 632 p.
228. **KAABECHE M., (1990).** Les groupements végétaux de la région de Bou Saada (Algérie). Essai de synthèse sur la végétation steppique du Maghreb. Thèse doct. En sci., Univ. Paris-Sud, Centre d'Orsay, France, 132 p.
229. **JAYARAMAN K., (1999).** Manuel de statistique pour la recherche forestière, Organisation Des Nations Unies Pour L'alimentation Et L'agriculture, Coopération Hollandaise, Commission Européenne, 239 p.
230. **CORNELISSEN J.H.C., LAVOREL S., GARNIER E., ET AL., (2003).** A handbook of protocols for standardised and easy measurement of plant functional traits worldwide, Australian Journal of Botany, 51, pp.335-380

231. **MICHEL T. (2011).** Nouvelles méthodologies d'extraction, de fractionnement et d'identification : Application aux molécules bioactives de l'argousier (*Hippophaë rhamnoides*). Thèse de Doctorat. Université d'Orléans
232. **HOSTETTMANN K., (2006).** Separation and quantification of flavonoids. In OYvind MA, Markham KR. Chemistry, biochemistry and application. Ed. CRC Press Taylor and Francis group, pp: 2-20.
233. **NSHIMIYIMANA D S AND HE Q. (2010).** Radical Scavenging Capacity of Rwandan CTC Tea Polyphenols Extracted Using Microwave Assisted Extraction. *Pakistan Journal of Nutrition.* 9 (6): 589-593.
234. **SINGLETON C.P., ROSSI J.A., (1965).** Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *Journal of Enology and Viticulture*, vol. 16, pp. 144-158.
235. **LIN J.Y., TANG C.Y., (2007).** Determination of total phenolic and flavonoid contents in selected fruits and vegetables, as well as their stimulatory effect on mouse proliferation. *Food Chem.* Vol. 101, pp.140–7;
236. **GULLUCE, M., ŞAHIN, F., SOKMEN, M., OZER, H., DAFERERA, D., SOKMEN, A., POLISSIOU, M., ADIGUZEL, A., OZKAN H. (2007).** Antimicrobial and antioxidant properties of the essential oils and methanol extract from *Mentha longifolia* L. ssp. *longifolia*. *Food Chem.*, 103,1449–1456.
237. **MONTINEE T., CHAMROON L., PATCHANEE C. (2010).** Evaluation of allelopathic, decomposition and cytogenetic activities of *Jasminum officinale* L. f. var. *grandiflorum* (L.) Kob. on bioassay plants. *Bioresource. Technology.* 2010; 101: 5677-5684.
238. **COME D., (1970).** Les obstacles à la germination (Monographie et physiologie végétale N°6).Edit. MASSON et CIE (Paris), pp : 24.
239. **RAJASHEKAR, Y. & SHIVANANDAPPA, (2010).** T. A novel natural insecticide molecule for grain protection. *Julius-Kühn-Archiv*, 910–915.
240. **OBENG-OFORI, D., REICHMUTH, C. H., BEKELE, A. J. & HASSANALI, A (2008).** Toxicity and protectant potential of camphor, a major component of essential oil of *Ocimum kilimandscharicum*, against four stored product beetles. *Int. J. Pest Manag.* 44, 203–209 (1998).

241. **ABBOTT W.S., (1925)**, A method of computing the effectiveness of an insecticide. J Econ Entomol vol. 18, pp. 265–267;
242. **FINNEY D.J., (1971)**. Probit Analysis (Cambridge University press).
243. **RAMADE F., (2007)**. Introduction à l'écotoxicologie fondement et applications. Ed. Lavoisier Tec et Doc, Paris, 617 p.
244. **OZENDA P., (1977)**. « Flore du Sahara ». 2ème Ed. CNRS. Paris, 622 p.
245. **RAUNKIAER C., (1934)**. The life forms of plants and statistical plant. Geography. Claredon press. Oxford. 632 p.
246. **FLORET C., LE FLOC'H E. & PONTANIER K., (1992)**. Influence de l'évolution de l'occupation de l'espace sur le bilan d'eau régional (Tunisie). In: "L'aridité, une contrainte au développement "E. Le Floc'h, M. @rouais, A . Cornet, J.C. Bille, &S., Editions ORSTOM, Paris Collection Didactique (s2 paraître).
247. **QUEZEL P., (2000)**. Reflexion sur l'évolution de la flore et de la végétation au Maghreb Méditerranéen .Ibis.Press.Edit.Paris.P 117.
248. **DAGET PH., (1980)**. Sur les types biologiques botaniques en tant que stratégie adaptative, cas des Thérophytes. In « recherches d'écologie théorique ». Les stratégies adaptatives. Pp 89-114.
249. **BENARADJ A., BOUAZZA, M. ET BOUCHERIT, H., (2015)**. Phytodiversity the group to Pistacia atlantica Desf.in the Saharan Atlas (Bechar -Algeria), EnergyProcedia, 74,pp 258 – 264.
250. **BARBERO, M., BONIN, G., LOISEL, R., & QUEZEL, P. (1990)**. Changes and disturbances of forest ecosystems caused by human activities in the western part of the Mediterranean basin. Vegetatio, 87(2), 151-173.

251. **KADIK B., (2005).** Contribution à l'étude du pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.) en Algérie : écologie, dendrométrie et morphologie ; OPU, Alger ; 581 p.
252. **ORSHAN G., MONTENEGRO G., AVILA G., ALJARO M. E., WALCKOWIAK A. & MUJICA A. M., (1984).** Plant growth forms of Chilean matorral species. A monocharacter growth form analysis along an altitudinal transect from sea level to 2000 M.A.S.L. Bulletin de la Société Botanique de France. Actualités Botaniques, 131 (2-4): 411-425.
<http://dx.doi.org/10.1080/01811789.1984.10826681>
253. **DANIN A. & ORSHAN G., (1990).** The distribution of Raunkiaer life forms in relation to the environment. Journal of Vegetation Science, 1: 41-48. <https://doi.org/10.2307/3236051>
254. **DAHMANI M. (1996).** Diversité biologique et phytogéographique des chênaies vertes d'Algérie. Ecologia mediterranea, 22(3), 19-38.
255. **KADI-HANIFI H., (2003).** Diversité biologique et phytogéographique des formations à *Stipa tenacissima* L. de l'Algérie. Sécheresse, 14(3), 169-179.
256. **PANTIS, J. & MARGARIS, N.S. (1988).** Can systems dominated by asphodels be considered as semideserts? International Journal of Biometeorology 32:87-91.
257. **BRAUN-BLANQUET J. (1919-22)-** Etudes sur la végétation méditerranéenne – II. Herborisations dans le Midi de la France et dans les Pyrénées méditerranéennes. Annuaire Conservatoire Jard. bot. Genève 21 : 25-47
258. **LACOSTE A. et SALANON R. (1969).** Eléments de biogéographie et d'écologie. Ed. Nathan-université. Paris. 189p.
259. **QUEZEL P. ET SANTA S., (1962 – 1963).** - Nouvelle flore d'Algérie et des régions désertiques méridionales. Ed. CRNS, Paris (FR), Tome I: 1-565, Tome II : 566-1170. Tome 1. CNRS., Éditions. Paris. 279-280 p
260. **QUEZEL P., (1983).** Flore et végétation de l'Afrique du Nord, leur signification en fonction de l'origine, de l'évolution et des migrations des flores et structures de végétation passées. Bothalia. 14: 411-416.
261. **QUEZEL P. (1995).** La flore du bassin méditerranéen: origine, mise en place, endémisme. - Ecol. Medit. 20(1/2): 19-39.

262. **RAMADE F., (1994).** Eléments d'écologie. Ecologie fondamentale, 3e Edition. Edi science, 579 p.
263. **LACOST A. et SALANON R. (1999).** Elément de biogéographie et d'écologie, 2ème édition, Nathan, Paris, 318p.
264. **ACHOUR H., (1983).** Etude phytoécologique des formations à alfa (*Stipa tenacissima* L.) du sud Ornaïs. Wilaya de Saïda. Thèse Doctorat, 3ème cycle, Univ. Sci. USTHB, Alger, 216 p. + Ann.
265. **KADIK B., (1983).** - Contribution à l'étude du Pin d'Alep (*Pinus halepensis* Mill.) en Algérie. Ecologie, dendrométrie, morphologie. O.P.U. Alger. 581 p.
266. **LE HOUEROU H.N., (1969).** La végétation de la Tunisie steppique (avec référence aux végétations analogues d'Algérie de Lybie et du Maroc). Ann. Inst. Nat. Rech. Agron. Tunisie, 42(5), 1-624 et 1 carte couleur 1/ 500.000
267. **CELLES J.C., (1975).** Contribution à l'étude de la végétation des confins saharo-constantinois (Algérie). Thèse Doct., Univ. Nice, 366 p+ann.
268. **DJEBAILI S. (1984).** Steppe Algérienne, phytosociologie et écologie O.P.U. Alger. 127p.
269. **QUEZEL P ET SANTA S., (1963).** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Tome II.C.N.R.S. Paris, France. 567-1170p.
270. **BECKER M., (1992).** Deux indices de compétition pour la comparaison de la croissance en hauteur et en diamètre des arbres aux passés sylvicoles variés et inconnus. Ann. Sci. For. 49 : 25-37.
271. **BENARADJ, A., BOUCHERIT, H., DJAMEL, A., & ABABOU, A. (2023).** Dendrometric study of stands of in southwestern Algeria. Acta Universitatis Sapientiae, Agriculture and Environment, 15(1), 119-131.
272. **BARBOUCHI M., ELAMRANI.K., EL IDRISSE M., CHOUKRAD M.A., (2020),** Comparative study on phytochemical screening, quantification of phenolic contents and antioxidant properties of different solvent extracts from various parts of *Pistacia lentiscus*. Journal of King Saud University – Science, vol. 32, no. 1, pp. 302-306;
273. **ZITOUNI A., BELYAGOUBI-BENHAMMOU N., GHEMBAZA N., TOUL F., TIK-BEKKARA F., (2016).** Assessment of phytochemical composition

and antioxidant properties of extracts from the leaf, stem, fruit and root of *Pistacia lentiscus* L. Int. J. Pharmacogn. Phytochem. Res., vol. 8, pp. 627-633 ;

274. **AMINA MAALEJ ; WIEM ELLOUMI; IVAN ANGELOV; PROLETINA KARDALEVA; VLADIMIR DIMITROV; MOHAMED CHAMKHA; MAYA GUNCHEVA; SAMI SAYADI;. (2021).** *Pistacia lentiscus* by-product as a promising source of phenolic compounds and carotenoids: Purification, biological potential and binding properties . Food and Bioproducts Processing. doi:10.1016/j.fbp.2021.01.011.
275. **REZAIE, M., FARHOOSH, R., IRANSHAHI, M., SHARIF, A., GOLMOHAMADZADEH, S. (2015).** Ultrasonic-assisted extraction of antioxidative compounds from Bene (*Pistacia atlantica* subsp. *mutica*) hull using various solvents of different physicochemical properties. Food chemistry, 173: 577-583.
276. **WRONA O, RAFIŃSKA K, WALCZAK-SKIERSKA J, MOŻEŃSKI C, BUSZEWSKI B. (2019)** Extraction and Determination of Polar Bioactive Compounds from Alfalfa (*Medicago sativa* L.) Using Supercritical Techniques. Molecules. 24(24): 4608.
277. **CACACE, J.E. & MAZZA, G. (2003).** Mass transfer process during extraction of phenolic compounds from milled berries. Journal of Food Engineering, 59: 379-389.
278. **GOLI, A.H., BARZEGAR, M. & SAHARI, M.A. (2004).** Antioxidant activity and total phenolic compounds of pistachio (*Pistachia vera*) hull extracts. Food Chemistry, 92: 521-525.
279. **PARK, E.-J. & JHON, D.-Y. (2010).** The antioxidant, angiotensin converting enzyme inhibition activity, and phenolic compounds of bamboo shoot extracts. LWT – Food Science and Technology, 43: 655-659.
280. **NAJJAA, H., BEN ARFA A., ENRICO, D., BOUBAKRI, A., TRABELSI, N., FALLEH, H., TLILI H. & NEFATI, M. (2020).** Phenolic composition of some Tunisian medicinal plants associated with anti-proliferative effect on human breast cancer MCF-7 cells. The EuroBiotech Journal, 4: 104-112.
281. **ALOTHMAN, M., BHAT, R. & KARIM, A.A. (2009).** Antioxidant capacity and phenolic content of selected tropical fruits from Malaysia, extracted with different solvents. Food Chemistry, 115: 785–788.

282. **CACACE, J.E. & MAZZA, G. (2001).** Extraction à l'eau sulfurée des anthocyanines et d'autres composés phénoliques du cassis. Agriculture et Agroalimentaire Canada, 12: 1-15.
283. **SRIPAD G, PRAKASH V, NARASINGA RAO MS. (1982).**
Extractability of polyphenols of sunflower seed in various solvents. Journal of Biosciences, 4 : 145-152.
284. **MARWAH, R. G., FATOPE, M. O., AL MAHROOQI, R., VARMA, G. B., AL ABADI, H., & AL-BURTAMANI, S. K. S. (2007).** Antioxidant capacity of some edible and wound healing plants in Oman. Food chemistry, 101(2), 465-470.
285. **SAGOU N., RHANDOUR, Z., EDDEBBAGH, M., HSAINE, M., BERRADA, M., ABOURRICHE, A., & BENNAMARA, A. (2016).**
Ethnobotany study and phytochemical screening of *Caralluma europaea* (Guss.) N.E. Br. International Journal of Biosciences 6 (9), 460-467.
286. **LEE, K. W., KIM, Y. J., LEE, H. J., & LEE, C. Y. (2003).** Cocoa has more phenolic phytochemicals and a higher antioxidant capacity than teas and red wine. Journal of agricultural and food chemistry, 51(25), 7292-7295.
287. **MEHENNI, C. ; ATMANI-KILANI, D.; DUMARÇAY, S.; PERRIN, D.; GERARDIN, P.; ATMANI, D. (2016).** Hepatoprotective and antidiabetic effects of *Pistacia lentiscus* leaf and fruit extracts. J. Food Drug Anal. 2016, 24, 653–669. [PubMed] 45.
288. **YEMMEN M., LANDOLSI A., BEN HAMIDA J., MEGRAUD F., TRABELSI AYADI M., (2017).** Antioxidant activities, anticancer activity and polyphenolics profile, of leaf, fruit and stem extracts of *Pistacia lentiscus* from Tunisia. Cell. Mol. Biol. Vol. 63, pp. 87–95;
289. **ZAOUALI YOSR AND BEL HADJ ALI IMEN AND JAOUADI RYM AND MESSAOUD CHOKRI AND BOUSSAID MOHAMED. (2018).** Sex-related differences in essential oil composition, phenol contents and antioxidant activity of aerial parts in *Pistacia lentiscus* L. during seasons. Ind. Crops Prod. 2018, 121, 151–159. [CrossRef]

290. **HERRMANN K., (1988).** On the Occurrence of Flavonol and Flavone Glycosides in Vegetables. *Z. Lebensm. Unters.* vol. 186, pp.1–
291. **TOUL F, BELYAGOUBI-BENHAMMOU N, ZITOUNI A, ATIKBEKKARA F. (2017).** Antioxidant activity and phenolic profile of different organs of *Pistacia atlantica* Desf. subsp. *atlantica* from Algeria. *Nat Prod Res.* 2017 ; 31(6): 718-723.
292. **PEKACAR S. ET DELIORMAN ORHAN D. (2022).** Investigation of Antidiabetic Effect of *Pistacia atlantica* Leaves by Activity-Guided Fractionation and Phytochemical Content Analysis by LC-QTOF-MS. *Front. Pharmacol.* 13:826261. doi: 10.3389/fphar.2022.826261
293. **DALVAND H, HAMDİ S M M, KOTANAE F N, AH-MADVAND H. (2024).** Phytochemicals analysis and antioxidant potential of hydroalcoholic ex-tracts of fresh fruits of *Pistacia atlantica* and *Pistacia khinjuk*. *Plant Science Today.* 2024; 11(1): 513–520.<https://doi.org/10.14719/pst.285>
294. **AHMAD, Z. M, HAMZAH, H. M et LAZIM, Z. S. (2023).** Analysis of chemical profiles of different *Pistacia atlantica* parts at Sulaymaniyah and Halabja Region in Iraq. – *APPLIED ECOLOGY AND ENVIRONMENTAL RESEARCH* 21(1):561-574.
295. **MISSOUN, F. ; BOUABEDELLE, F.; BENHAMIMED, E.; BAGHDAD, A.; DJEBLI, N. (2017).** Phytochemical study and antibacterial activity of different extracts of *Pistacia lentiscus* L. collected from Dahra Region West of Algeria. *J. Fundam. Appl. Sci.* 2017, 9, 669–684.
296. **GUENANE H, BENTIRECHE F, BELLAKHDAR A, OULD ELHADJ MD, YOUSFI M. (2017).** Total tocopherol content and antioxidant activity of fruit oil from *Pistacia atlantica* Desf. growing wild in Algeria. *Der Pharma Chemica* 9:153-157.
297. **BALLISTERI, G., ARENA, E., FALLICO, B., (2009).** Influence of ripeness and drying process on the polyphenols and tocopherols of *Pistacia vera* L. *Molecules* 14, 4358–4369. B
298. **BRASILEIRO B.G., LEITE J.P.V., CASALI V.W.D., PIZZIOLO V.R., COELHO O.G.L., (2015).** The influence of planting and harvesting times on the total phenolic content and antioxidant activity of *Talinum triangulare*

- (Jacq.).Acta Scientiarum. Agronomy, vol. 37, no. 2, pp. 249–255. doi:10.4025/actasciagron.v37i2.19130;
299. **FALLEH H, KSOURI R, CHAIEB K, KARRAYBOURAOUI N, TRABELSI N, BOULAABA M, ABDELLY C. (2008).** Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities. *Comptes Rendus Biologie* 331(5), 372-379.
<http://dx.doi.org/10.1016/j.crv.2008.02.008>.
 300. **DJIDEL S., KHENNOUF S., AMENI D., BAGHIANI A., ARRAR L. & CHAREF N. (2013).** Antioxidant proprieties of *Pistacia lentiscus* L. leaves extracts. *Journal of pharmacognosy communications*. 03: 28- 34
 301. **CHEURFA, M., ALLEM, R. (2015).** Study of hypocholesterolemic activity of Algerian *Pistacia lentiscus* leaves extracts in vivo. *Rev. Bras. Farmacogn.* 2015, 25, 142–144.
 302. **BOURICHE, H.; SAIDI, A.; FERRADJI, A.; BELAMBRI, S.A.; SENATOR, A. (2016).** Anti-inflammatory and immunomodulatory properties of *Pistacia lentiscus* extracts. *J. Appl. Pharm. Sci.* 2016, 6, 140–146.
 303. **ALAM, M.T.; KARIM, M.M.; KHAN, S.N. (2009).** Antibacterial activity of different organic extracts of *Achyranthes aspera* and *Cassia alata*. *J. Sci. Res.* 2009, 1, 393–398.
 304. **SALHI, A. ; BELLAOUCHI, R.; EL BARKANY, S.; ROKNI, Y.; BOUYANZER, A.; ASEHRAOU, A.; AMHAMDI, H.; HAMMOUTI, B.** Total phenolic content, antioxidant and antimicrobial activities of extracts from *Pistacia lentiscus* leaves. *Casp. J. Environ. Sci.* 2019, 17, 189–198.
 305. **BELYAGOUBI-BENHAMMOU, N., BELYAGOUBI, L., ATIK-BEKKARA, F. (2014).** Phenolic contents and activities in vitro of some selected algerian plants. *Journal of medicinal plant research*, 8(40): 1198-1207.
 306. **SPIGNO, G., TARMELLI, L. & DE FAVERI, D.M. (2007).** Effect of extraction time, temperature and solvent on concentration and antioxidant activity of grao marc phenolics. *Journal of Food Engineering*, 81 (1): 200-208.
 307. **Gülçin, İ., Küfrevioğlu, Ö. İ., Oktay, M., & Büyükokuroğlu, M. E. (2004).** Antioxidant, antimicrobial, antiulcer and analgesic activities of nettle (*Urtica*

- dioica L.). Journal of Ethnopharmacology, 90(2-3), 205-215.
<https://doi.org/10.1016/j.jep.2003.09.028>
308. **Al-Zaben, M., Zaban, M. A., Naghmouchi, S., Nasser Alsaloom, A., Al-Sugiran, N., & Alrokban, A. (2023).** Comparison of Phytochemical Composition, Antibacterial, and Antifungal Activities of Extracts from Three Organs of *Pistacia lentiscus* from Saudi Arabia. *Molecules*, 28(13), 5156.
<https://doi.org/10.3390/molecules28135156>
 309. **Bourroubey, Bachir & Chelli, Nadia & Aicha, Tir Touil Meddah & Meddah, Boumediene. (2024).** In vitro, modulation of the dominant intestinal microbiota in type 2 diabetics by controlling antimicrobial activity with the methanolic extract of *Pistacia lentiscus* L.. *Acta Scientiarum Biological Sciences*. 46. 10.4025/actascibiols.v46i1.70604
 310. **Missoun F, Bouabedelli F, Benhamimed E, Baghdad E, Djebli N.(2017)** phytochemical study and antibacterial activity of different extracts of *Pistacia lentiscus* L. collected from west dahra region of Algeri. *J. Fundam Appl. Sci.* 2017; 9(2): 669-684
 311. **Eltawaty SIA, Suliman MB, El-HddadS. (2023)** Chemical Composition, and Antibacterial and Antifungal Activities of Crude Extracts from *Pistacia lentiscus* L. *Fruit. Trop J Nat Prod Res.* 2023; 7(9):4049-4054
<http://www.doi.org/10.26538/tjnpr/v7i9.30>.
 312. **Benhammou N, Bekkara FA, Panovska TK (2008).** Antioxidant and antimicrobial activities of the *Pistacia lentiscus* and *Pistacia atlantica* extracts. *African Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 2(2): 22-28.
 313. **Belabbas M. (2023).** Phenolic profile, antioxidant and antimicrobial activities of algerian *Pistacia lentiscus* L. leaf extract. *Tob Regul Sci.* (9): 1039–1053.
 314. **Salhi, A.; Bellaouchi, R.; El Barkany, S.; Rokni, Y.; Bouyanzer, A.; Asehraou, A.; Amhamdi, H.; Hammouti, B. (2019)** Total phenolic content, antioxidant and antimicrobial activities of extracts from *Pistacia lentiscus* leaves. *Casp. J. Environ. Sci.* 2019, 17, 189–198.
 315. **Alhadi, E.A.; Hamdi, O.A.A.; Ayoub, S.M.H.; Yagi, S. (2018)** In vitro antioxidant and antimicrobial activities of *Pistacia lentiscus*, *Phyllanthus anderssonii* and *Cinnamomum verum* crude extracts and fractions. *J. Med. Plants Res.* 2018, 12, 186–193.

316. **Dalvand H, Hamdi S M M, Kotanaee F N, Ahmadvand H. (2024)**
Evaluation of antibacterial and antifungal activities of *Pistacia atlantica* and *Pistacia khinjuk*. *Plant Science Today*. 2024; 11 (1): 634–640.
<https://doi.org/10.14719/pst.2855>
317. **Rigane G, Ghazghazi H, Aouadhi C, Ben Salem R, Nasr Z. (2016)**
Phenolic content, antioxidant capacity and antimicrobial activity of leaf extracts from *Pistacia atlantica*. *Natural Product Research*. 2017;31(6):696-99. <https://doi.org/10.1080/14786419.2016.1212035>. Epub 2016 Aug 3. 10
318. **Tohidi M, Khayami M, Nejati V, Meftahizade H. (2011)** Evaluation of antibacterial activity and wound healing of *Pistacia atlantica* and *Pistacia khinjuk*. *J Med Plant Res* 2011; 5(17): 4310-4314.
<https://doi.org/10.5897/JMPR.9000613>
319. **Okwulehie, I.C. and Akanwa, F.E. (2013).** Antimicrobial Activity of Ethanol Extract of Four Indigenous Plants From South Eastern Nigeria. *ARP Journal of Science and Technology*. 3(4): 350- 355
320. **Cowan MM,(1999)** Plant products as antimicrobial agents, *Clinical Microbiology Reviews*, 1999; 12 (4):564-582
321. **Cheng S.S., Liu J.Y., Chang E.H. & Chang S.T., 2008.** Antifungal activity of cinnamaldehyde and eugenol congeners against wood-rot fungi. *Bioresour. Technol.* 99(11): 5145-5149.
322. **Dixon R.A., Dey P.M. & Lamb C.J., 1983.** Phytoalexins: Enzymology and molecular biology. *Adv. Enzymol. Relat. Areas Mol. Biol.*55: 1-136.
323. **Cushnie TPT, Lamb AJ, (2005)** Antimicrobial activity of flavonoids, *International Journal of Antimicrobial Agents*,2005; 26:343-356.
324. **Lou, Z.; Wang, H.; Rao, S.; Sun, J.; Ma, C.; Li, J. (2012)**p-Coumaric acid kills bacteria through dual damage mechanisms. *Food Control*. 2012, 25, 550–554
325. **Scalbert A., 1991-** Antimicrobial properties of tannins. *Phytochemistry*, 30 : 3875-3883
326. **Rhayour K., 2002-** Etude du mécanisme de l'action de bactéricide des huiles essentielles sur *Escherichia coli*, *Bacillus subtilis* et sur *Mycobacterium phlei* et *Mycobacterium fortuitum*. Thèse de doctorat en Biologie cellulaire et moléculaire. Université Sidi Mohamed Ben Abdellah. Fès. Maroc. 158p.

327. **Zhang H., Kong B., Xiong Y. et Sun X. (2009).** Antimicrobial activities of spice extracts against pathogenic and spoilage bacteria in modified atmosphere packaged fresh pork and vacuum packaged ham slices stored at 4°C. *Meat Science*, 81: 686-692.
328. **Balentine C., Crandall P., O Bryan C., Duong D. et Pohlman, F. (2006).** The preand postgrinding application of rosemary and its effects on lipid oxidation and color during storage of ground beef. *Meat Science*, 73 : 413-421.
329. **Gangoué Piéboji. (2007).** Caractérisation des bêta-lactamases et leur inhibition par les extraits de plantes médicinales. Thèse de doctorat, Liège, 127 Pages
330. **Milane, H ; (2004).** La quercétine et ses dérivés : molécules à caractère pro-oxydant ou capteurs de radicaux libres, études et applications thérapeutiques. Thèse en vue de l'obtention du grade de docteur en science. Université Louis Pasteur. Strasbourg.p 30
331. **Shan, B., Cai, Y.Z., Brooks, J.D., Corke, H. (2007)** The in vitro antibacterial activity of dietary spice and medicinal herb extracts. *International J Food Microbiology*. 117: 112- 119
332. **Mason T. et Wasserman B. (1987).** Inactivation of red beet beta-glucan synthase by native and oxidized phenolic compounds. *Phytochemistry*, 26 : 2197-2202.
333. **Kurita N., myaji M., kurane R., Takahara Y. et Ichimara K. (1979).** Antifungal activity and molecular orbital energies of aldehyde compounds rom oils of higher plants. *Agricultural and Biological Chemistry*. 43: 2365-2371
334. **Mcdonnell G. et Russell D. (1999).** Antiseptics and Disinfectants: Activity, action, and resistance. *Clinical Microbiology Reviews*, 12 (1): 147-179
335. **Zimmer N. et Cordesse, R. (1996).** Influence des tanins sur la valeur nutritive des aliments des ruminants. *Inra Productions Animales*, 9 (3): 167-179.
336. **Karou D., Dicko M., Simporé J., Yameogo S., Sanon S. et Traoré A. (2005).** Activités antioxydantes et antibactériennes des polyphénols extraits de plantes médicinales de la pharmacopée traditionnelle du Burkina Faso. Maitrise des procédés en vue d'améliorer la qualité des aliments, utilisation des OGM, analyse des risques en agroalimentaire. 8-11 novembre. Ouagadougou

337. **Hodek P., Trefil P. et Stiborova, M. (2002).** Flavonoids-potent and versatile biologically active compounds interacting with cytochromes P450. *Chemico-Biological Interactions*, 139: 1- 21.
338. **Daglia M. (2011).** Polyphenols as antimicrobial agents. *Current Opinion in Biotechnology*, 23: 1-8.
339. **Ponce AG, Fritz R, Del Valle C, Roura SI. (2003).** Antimicrobial activity of essential oils on the native microflora of organic Swiss chard. *LWT- Food Science and Technology* 36(7):679-684.
340. **Natarajan, K., Kumaresan, V., Narayanan, K. (2005):** A check list of Indian agarics and boletes (1984-2002). – *Kavaka* 33: 61-128.
341. **Yeo Sounta, O., Guessennd Kouadio, N., Meité, S., Ouattara, K., Bahi Gnogbo, A., N'Guessan, J. D., Coulibaly, A. (2014):** In vitro antioxidant activity of extracts of the root *Cochlospermum planchonii* Hook. f. ex. Planch (*Cochlospermaceae*). – *J. Pharmacogn. Phytochem.* 3(4): 164-170.
342. **Moussaid, M.; Elamrani, A.; Berhal, C.; Moussaid, H.; Bourhim, N.; Benaissa, M. (2012)** Comparative evaluation of phytochemical and antimicrobial activity between two plants from the *Lamiaceae* family: *Marrubium vulgare* (L.) and *Origanum Majorana* (L.). *Int. J. Nat. Prod. Res.* 2012, 1, 11–13. 51.
343. **Thangaraj, H.; Adjei, O.; Allen, B.; Portaels, F.; Evans, M.; Banerjee, D.; Wansbrough-Jones, M. (2000)** In vitro activity of ciprofloxacin, sparfloxacin, ofloxacin, amikacin and rifampicin against Ghanaian isolates of *Mycobacterium ulcerans*. *J. Antimicrob. Chemother.* 45, 231–233
344. **CHON S.U., J.H. Coutts, et C.J. Nelson., 2000.** Effects of light, growth media, and seedling orientation on bioassays of alfalfa autotoxicity. *Agron. J.* 92:715–720.
345. **CHUNG IM et MILLER DA., 1995.** Effet des extraits de plantes et de sol de luzerne sur la germination et la croissance de la luzerne, *Agronomy Journal*, Pp 762 – 767
346. **Tahir, N. A., Ahmed, J. O., Azeez, H. A., Palani, W. R. M., Omer, D. A. (2019).** Phytochemical, antibacterial, antioxidant and phytotoxicity screening of the extracts collected from the fruit and root of wild mt. Atlas mastic tree (*Pistacia atlantica* subsp. *Kurdica*). *Applied ecology and environmental research*, 17(2): 4417-4429.

347. **Taghvaeefard, N.; Sadeghi, H.** Allelopathic effect of Pistacia khinjuk leaf extracts on Chenopodium album, Physalis alkekengi and Amaranthus retroflexus. Agric. Adv. 2014, 3, 33–37.
348. **SALUDES-ZANFAÑO, Marta I., GONZÁLEZ-HERNÁNDEZ, Ana Isabel, VIVAR-QUINTANA, Ana M., (2024).** Phytotoxicity of phenolic compounds of Pistacia vera leaves and its potential use as bioherbicide. Crop Protection, 2024, vol. 184, p. 106812.
349. **Bulut, Y., Atabeyoğlu, Ö., Kordali, S., 2011.** The effects of Pistacia terebinthus leaf extracts and Gibberellic acid on plant height, inflorescence survival and inflorescence numbers of Pelargonium 'Ringo Deep Scarlet'. Atatürk Üniversitesi Ziraat Fakültesi Dergisi 39 (1), 123–126.
350. **Alyousef, A., Ibrahim, G., 2015.** Inhibitory effect of fruit hull and leaves of pistachio on weed growth in pots. International Journal of PharmTech Research 7 (2), 365–369.
351. **Tahir, N.A., Azeez, H.A., Hama Amin, H.H., Rashid, J.S., Omer, D.A. (2019).** Antibacterial activity and allelopathic effects of extracts from leaf, stem and bark of Mt. Atlas mastic tree (Pistacia atlantica subsp. kurdica) on crops and weeds. International Allelopathy Foundation Journal, 46 (1): 121-132
352. **Hao, Z., Wang, L., Wang, M., & He, J. (2007).** Allelopathic effects of different parts and concentrations of aqueous extracts from wheat on weeds. Journal of Agronomy and Crop Science, 193(1), 63-67.)
353. **Parvez, S. S., Parvez, M. M., Fujii, Y. et Gemma, H. (2003).** Allelopathic competence of Tamarindus indica L. root involved in plant growth regulation. Plant Growth Regulation, 41(2), 139-148.
354. **Batish, D.R.; Kaur, S.; Singh, H.P.; Kohli, R.K.** Role of root-mediated interactions in phytotoxic interference of Ageratum conyzoides with rice (Oryza sativa). Flora 2008, 204, 388-395.
355. **Kruse, M., Strandberg, M. and Strandberg, B. (2000).** Ecological Effect of Allelopathic Plants - A review. NERI Technical Report, Silkeborg, Denmark. No. 315, p. 67.
356. **Rudrappa, T., Bonsall, J., Gallagher, J.L., Seliskar, D.M., Bais, H.P., 2007.** Root-secreted allelochemical in the noxious weed Phragmites australis deploys a reactive oxygen species response and microtubule assembly

- disruption to execute rhizotoxicity. *J. Chem. Ecol.* 33, 1898–1918.
<https://doi.org/10.1007/s10886-007-9353-7>.
357. **Golisz, A., Lata, B., Gawronski, S.W., Fujii, Y., 2007.** Specific and total activities of the allelochemicals identified in buckwheat. *Weed Biol. Manag.* 7 (3), 164–171. <https://doi.org/10.1111/j.1445-6664.2007.00252.x>.
 358. **Kordbacheh, H., Eftekhari, F., Ebrahimi, S.N., 2017.** Anti-quorum sensing activity of *Pistacia atlantica* against *Pseudomonas aeruginosa* PAO1 and identification of its bioactive compounds. *Microb. Pathog.* 110, 390–398.
<https://doi.org/10.1016/j.micpath.2017.07.018>.
 359. **Hussain, M.I., Reigosa, M.J., 2014.** Evaluation of herbicide potential of sesquiterpene lactone and flavonoid: impact on germination, seedling growth indices and root length in *Arabidopsis thaliana*. *Pak J Bot* 46 (3), 995–1000.
 360. **Neergard, A. and Porter, J. 2000.** Allelopathy. Department of Plant Pathology, Physiology and Weed Science. http://www.kursus.kvl.dk/shares/ea/03Projects/32gamle/_Project%20files/alleopathy.
 361. **El-Khawas, S.A. and Shehata, M.M. 2005.** The allelopathic potentialities of *Acacia nilotica* and *Eucalyptus rostrata* on monocot (*Zea mays* L.) and dicot (*Phaseolus vulgaris* L.). *Plant Biotechnology* 4(1):23-34.
 362. **Colpas, F.T., Ono, E.O., Rodrigues, J.D. and Passos, J.R.D.S. 2003.** Effects of some phenolic compounds on soybean seed germination and on seed-borne fungi. *Brazilian Arch. Biol. Technology* 46(2):289-296.
 363. **Waller GR.** Allelochemical action of some natural products. In : Chou CH, Waller GR, eds. *Phytochemicals/ Ecology : Allelochemicals, Mycotoxins and Insect Pheromones and Allomones*. Academia Sinica Monograph Series, n° 9. Taipei: Institute of Botany, 1989 : 129-54
 364. **Siqueira JO, Nair MG, Hammerschmidt R, Safir GR(1991).** Significance of phenolic compounds in plant-soil-microbial systems. *Crit Rev Plant Sci* 1991 ; 10 : 63-121 .
 365. **SINGH NB. et THAPAR R., (2003).** Influence allélopathique de *Cannabis sativa* sur la croissance et le métabolisme de *Parthenium hysterophorus*. *Allelopathy Journal*, Pp. 61 – 70.
 366. **BELZ RG. et HURLE K., (2004).** Un nouveau test biologique de dépistage en laboratoire de l'allélopathie des plantules cultivées *Journal of Chemical Ecology*, Pp. 175 – 198.

367. **Hussain, M. I., El-Keblawy, A., & Al-Whaibi, M. (2015).** "Effects of allelopathic potential of (*Artemisia herbaalba* L.) on seed germination and seedling growth of common desert plants." *Allelopathy Journal*, 35(2), 259-268
368. **KIROUANI, M., CHEBOUTI-MEZIOU Nadjiba, N., & CHEBOUTI, Y. (2022).** ON MOSQUITO (DIPTERA: CULICIDAE) AGENT OF PATHOGENIC DISEASES. *AGROBIOLOGIA*, 12(2), 3267-3275.
369. **Lebbal, S., Hedjazi, N., Tabti, I., Ouarghi, H., Zeraib, A. (2018),** Aphicidal activity of plant extracts against *Aphis fabae* (Scopoli, 1763) (Hemiptera: Aphididae). *Acta Entomologica Serbica* 23(1), 1–7.
370. **Dasenaki, I.; Betsi, P.C.; Raptopoulos, D.; Konstantopoulou, M. (2022)-** Insecticidal effect of *Pistacia lentiscus* (Anacardiaceae) metabolites against *Lobesia botrana* (Lepidoptera: Tortricidae). *Agronomy*, 12, 755.
371. **Rodríguez-Pérez, C., Quirantes-Piné, R., Amessis-Ouchemoukh, N., Madani, K., Segura-Carretero, A., & Fernández-Gutierrez, A. (2013).** A metabolite-profiling approach allows the identification of new compounds from *Pistacia lentiscus* leaves. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 77, 167-174.
372. **Behi, F., Bachrouch, O., & Boukhris-Bouhachem, S. (2019).** Insecticidal activities of *Mentha pulegium* L., and *Pistacia lentiscus* L., essential oils against two citrus aphids *Aphis spiraecola* Patch and *Aphis gossypii* Glover. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*, 22(2), 516-525.;
373. **LEILA, Tabli., Dib, M. E. A., Tabti, B., Jean, C., & Muselli, A. (2020).** Insecticidal Activity of Essential Oils of *Pistacia atlantica* Desf. and *Pistacia lentiscus* L. Against *Tribolium confusum* Dul. *Journal of Applied Biotechnology Reports*, 7(2), 111-115.).
374. **Shalan E., Canyon D. V., Faried M. W., Abdel-Wahab H. & Mansour A. (2003).** Efficacy of a highly active phytochemical (*Callitris glaucophylla*) against mosquito vectors of dengue and Japanese encephalitis. The Annual Queensland Health and Medical Scientific Meeting, "Making It Better: Encouraging health research and innovation, Brisbane.
375. **Ganjewala D., Sam S. & Khan K. H. (2009).** Biochemical compositions and antibacterial activities of *Lantana camara* plants with yellow, lavender, red and white flowers *Eur. Asia. J. Bio.Sci.*, 3: 69-77.

376. **Xia, Tao, Yan Liu, Zhanjun Lu, and Haizhong Yu. 2023.** "Natural Coumarin Shows Toxicity to *Spodoptera litura* by Inhibiting Detoxification Enzymes and Glycometabolism" *International Journal of Molecular Sciences* 24, no. 17: 13177. <https://doi.org/10.3390/ijms241713177>.
377. **Harborne, J. B., & Grayer, R. J. (1993).** Flavonoids and insects. In J. B. Harborne (Ed.), *The Flavonoids: advances in research since 1986* (p. 589-618). London, UK: Chapman & Hall
378. **Pereira, L. G. B., Petacci, F., Fernandes, J. B., Corrêa, A. G., Vieira, P. C., Silva, M. F., & Malaspina, O. (2002).** Biological activity of astilbin from *Dimorphandra mollis* Bent. against *Anticarsia gemmatilis* Hubner and *Spodoptera frugiperda* Smith. *Pest Management Science*, 58(5), 503-507.
379. **Appel, H. M., Maines L. W. (1995).** The influence of host plant on gut of Gypsy Moth (*Lymantria dispar*) Caterpillars. *Journal of Insect Physiology*, 41(3), 241-246.
380. Benayad, N., Ebrahim, W., Hakiki, A., & Mosaddak, M. (2012). Chemical characterization and insecticidal evaluation of the essential oil of *Mentha suaveolens* L. and *Mentha pulegium* L. growing in Morocco. *Scientific Study & Research. Chemistry & Chemical Engineering, Biotechnology, Food Industry*, 13(1), 27.
381. **Salvador, M. C., Boiça Júnior, A. L., Oliveira, M. C. N., Graça, J. P., Silva, D. M., & Hoffmann-Campo, C. B. (2010).** Do different casein concentrations increase the adverse effect of rutin on the biology of *Anticarsia gemmatilis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae)? *Neotropical Entomology*, 39(5), 774-783.
382. **TLAK GAJGER, Ivana et DAR, Showket Ahmad. (2021)-** Plant allelochemicals as sources of insecticides. *Insects*, 2021, vol. 12, no 3, p. 189.
383. **Salminen, J.-P. & Karonen, M.(2011)-** Chemical ecology of tannins and other phenolics: We need a change in approach. *Funct. Ecol.* 25, 325–338 (2011).
384. **Roeder, T. (1999).** Octopamine in invertebrates. *Progress in neurobiology*, 59(5), 533- 561.
385. **Regnault-Roger, C., Philoge`ne, B.J.R., Vincent, C., 2002.** Biopesticides d'origine ve´ge'tale. *Techniques & Documents*, Paris.
386. **Sanchez-Bayo F., 2009.-** De modèles toxicologiques simples à la prédiction d'effets toxiques dans le temps. *Ecotoxicology*, vol. 18:343–354

LISTE DES ANNEXES

Annexe 01 : La liste floristique

A-**Tableau 1** : Familles, Types biologiques et Types phytogéographiques des espèces rencontrés dans la zone d'Oued harbil (2021).

	Espèces	Famille	Type biologique	Type biogéologique
1	<i>Allium tricoccum</i>	Liliaceae	Géophyte	Eurasiatique
2	<i>Alyssum alyssoides L</i>	Brassicaceae	Thérophyte	Eurasiatique
3	<i>anagallis arvensis</i>	Primulaceae	Thérophyte	Cosmopolite
4	<i>Andryala intergrifolia</i>	Asteraceae	Thérophyte	Méditerranéen
5	<i>Arum maculatum L</i>	Asteraceae	Géophyte	Européen
6	<i>Asparagus acutifolus</i>	Asparagaceae	Phanérophyte	Méditerranéen
7	<i>Aster amellus L</i>	Asteraceae	Hémicryptophyte	Eurasiatique
8	<i>Atractylis cancellata</i>	Asteraceae	Thérophyte	Méditerranéen
9	<i>Avena sterilis</i>	Poaceae	Thérophyte	Macaro-Mediterranéen
10	<i>Avena sterilis</i>	Poaceae	Thérophyte	Macaro-Mediterranéen
11	<i>Borago officinalis</i>	Boraginaceae	Thérophyte	Euro-méditerranéen
12	<i>Bryonia dioica</i>	Cucurbitaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
13	<i>Calendula officinalis</i>	Asteraceae	Thérophyte	Cosmopolite
14	<i>Cardeus natans</i>	Dipsacaceae	Géophyte	Méditerranéen
15	<i>Carthamus lanatus L.</i>	Asteraceae	Thérophyte	Endémique
16	<i>Chamaerops humilis</i>	Arecaceae	Phanérophyte	Méditerranéen
17	<i>Daucus carota</i>	Apiaceae	Hémicryptophyte	Européen
18	<i>Erodium traingulare Forsk</i>	Geraniaceae	Thérophyte	Méditerranéen
19	<i>Eryngium triquetum</i>	Apiaceae	Thérophyte	Méditerranéen
20	<i>Ferula communis</i>	Apiaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
21	<i>Filago spathulata Persl</i>	Asteraceae	Thérophyte	Méditerranéen
22	<i>Foeniculum vulgare Miller</i>	Apiaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
23	<i>Herniania hirsuta L</i>	Caryophyllaceae	Thérophyte	Eurasiatique
24	<i>Inula britannica</i>	Asteraceae	Hémicryptophyte	Méd-européennes
25	<i>Juncus effusus L</i>	Juncaceae	Hémicryptophyte	Cosmopolite
26	<i>Leontodon hispidulus (Delile)Boiss.</i>	Astéraceae	Thérophyte	Méditerranéen
27	<i>Malva parviflora L</i>	Malvaceae	Thérophyte	M-S-A

28	<i>Mantisalca salmantica L</i>	Asteraceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
29	<i>Marrubium vulgare L</i>	Lamiaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
30	<i>Matricaria chamomilla L</i>	Asteraceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
31	<i>Medicago polymorpha</i>	Fabaceae	Thérophyte	Méditerranéen
32	<i>Medicago arabica</i>	Fabaceae	Thérophyte	Eurasiatique
33	<i>Medicago littoralis Rhobe</i>	Fabaceae	Thérophyte	Méditerranéen
34	<i>Paronychia argentea</i>	Caryophyllaceae	Chaméphyte	Euro-méditerranéen
35	<i>Phalaris canariensis L</i>	Poaceae	Thérophyte	Méditerranéen
36	<i>Picris hieracioides</i>	Asteraceae	Hémicryptophyte	Eurasiatique
37	<i>Pilosella officinarum Vaill</i>	Asteraceae	hémicryptophyte	Endémique
38	<i>Pistacia atlantica Desf</i>	Anacardiaceae	Phanérophyte	Méditerranéen
39	<i>Pistacia lentiscus L</i>	Anacardiaceae	Phanérophyte	Circum-Méd
40	<i>Plantago albicans L .</i>	Poaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
41	<i>Plantago coronopus L</i>	Plantaginaceae	Hémicryptophyte	Eurasiatique
42	<i>Plantago lagopus L</i>	Plantaginaceae	Thérophyte	Méditerranéen
43	<i>Plantago lagopus L</i>	Plantaginaceae	Thérophyte	Méditerranéen
44	<i>Rapistrum rugosum</i>	Brassicaceae	Thérophyte	Cosmopolite
45	<i>Rumex conglomeratus</i>	Polygonaceae	Hémicryptophyte	Cosmopolite
46	<i>Salvia sclarea L</i>	Lamiaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
47	<i>Salvia verbenaca</i>	Lamiaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
48	<i>Schismus barbatus L .</i> <i>Thell</i>	Poaceae	Thérophyte	Méditerranéen
49	<i>Scolymus hispanicus</i>	Asteraceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
50	<i>Silena latifolia Poir</i>	Caryophyllaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
51	<i>Sinapis alba L</i>	Brassicaceae	Thérophyte	Cosmopolite
52	<i>Sinapis arvensis L .</i>	Brassicaceae	Thérophyte	Endémique
53	<i>Taraxacum obovatum</i>	Asteraceae	hémicryptophyte	Méditerranéen
54	<i>Taraxacum officinale</i>	Asteraceae	hémicryptophyte	Méditerranéen
55	<i>Tetraclinis articulata</i>	Cupressaceae	Phanérophte	Méditerranéen
56	<i>Trifolium stellatum</i>	Fabaceae;	Thérophyte	Méditerranéen

57	<i>Trigonella anguina Delile</i>	Fabaceae	Thérophyte	Sub -Méd
58	<i>verbascum sinuatum L</i>	Scrophulariaceae	hémicryptophyte	Méditerranéen
59	<i>Verbascum virgatum</i>	Scrophulariaceae	Géophyte	Méditerranéen
60	<i>Withania frutescens</i>	Solanaceae	Phanérophyte	Méditerranéen
61	<i>Ziziphus lotus L Lam</i>	Rhamnaceae	Phanérophyte	End-Saharien

B-Tableau 2 : Familles, Types biologiques et Types phytogéographiques des espèces rencontrés dans la zone de Berroughia (2021).

Espèces	Familles	Type biologique	Type biogéographiques	Espèces
1	<i>Adonis aestivalis L.</i>	Ranunculaceae	Thérophyte	1
2	<i>Asparagus acutifolus sakom</i>	Asparagaceae	Phanérophyte	2
3	<i>Asparagus officinalis</i>	Asparagaceae	Géophyte	3
4	<i>Asphodelus microcarpus</i>	Liliaceae	Géophyte	4
5	<i>Astragalus armatus</i>	Fabaceae	Chaméphyte	5
6	<i>Atractylis cancellata</i>	Asteraceae	Thérophyte	6
7	<i>Beta vulgaris</i>	Amaranthaceae	Hémicryptophyte	7
8	<i>Borago officinalis</i>	Boraginaceae	Thérophyte	8
9	<i>Brachypodium distachyum L.</i>	Poacea	Thérophyte	9
10	<i>Calicotome spinosa</i>	Fabaceae	Phanérophyte	10
11	<i>Carex hispida Willd.</i>	Cyperaceae	He	11
12	<i>Carthamus lanatus L.</i>	Asteraceae	Thérophyte	12
13	<i>Centaurea calcitrapa L</i>	Asteraceae	Hémicryptophyte	13
14	<i>Centaurea maroccana Ball.</i>	Asteraceae	Thérophyte	14
15	<i>Cistus creticus</i>	Cistaceae	Phanérophyte	15
16	<i>Cistus L</i>	Cistaceae	Phanérophyte	16
17	<i>Cytisus scoparius L</i>	Fabaceae	Phanérophyte	17
18	<i>Daucus carota L</i>	Apiaceae	Hémicryptophyte	18
19	<i>Dioscorea communis L</i>	Dioscoreaceae	Géophyte	19

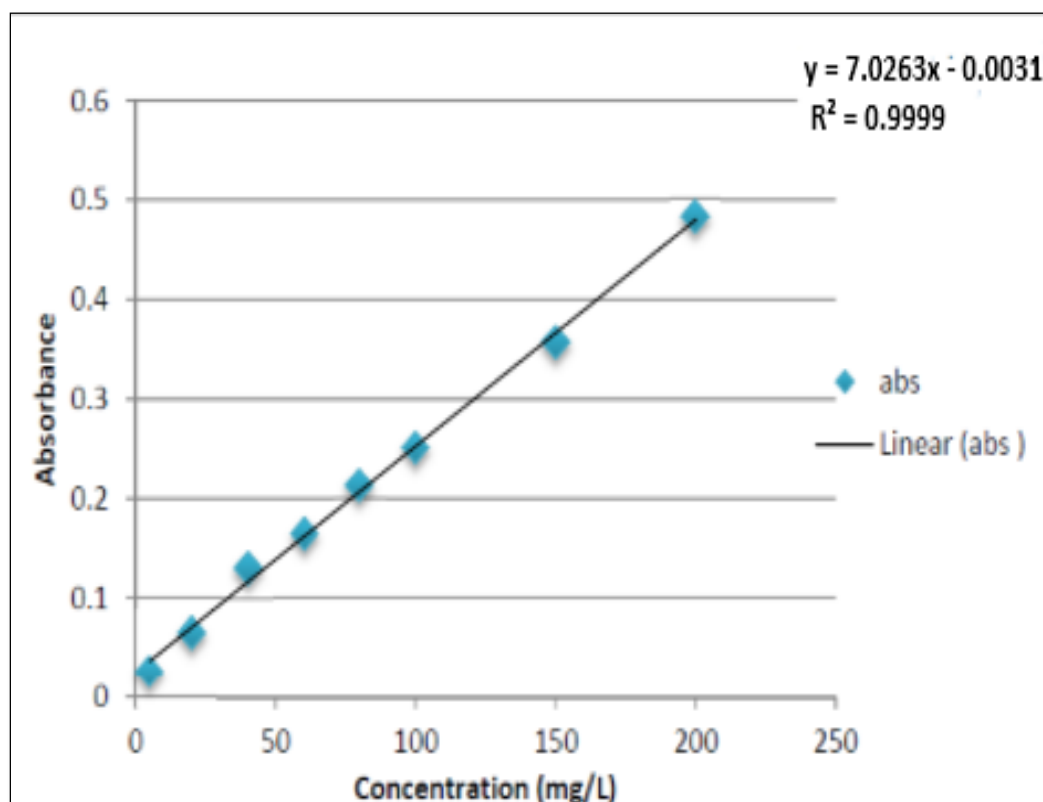
20	<i>Erodium traingulare</i> Forsk	Geraniaceae	Thérophyte	20
21	<i>Eryngium triquetum</i>	Apiaceae	Thérophyte	21
22	<i>Eryngium triquetum</i>	Apiaceae	Thérophyte	22
23	<i>Euphorbia falcata</i> L.	Euphorbiaceae	Thérophyte	23
24	<i>Ferula communis</i>	Apiaceae	Hémicryptophyte	24
25	<i>foeniculum vulgare</i> Miller	Apiaceae	Hémicryptophyte	25
26	<i>Galactites tomentosa</i> Moench.	Asteraceae	Géophyte	26
27	<i>Genista tricuspidata</i> Desf	Fabaceae	Chaméphyte	27
28	<i>Gnaphalium uliginosum</i> L	Asteraceae	Hémicryptophyte	28
29	<i>Hordeum murinum</i> L.	Poaceae	Thérophyte	29
30	<i>Hypochaeris glabra</i> L	Asteraceae	Thérophyte	30
31	<i>Jasminum fruticans</i>	Oleaceae	Phanérophyte	31
32	<i>Juniperus oxucedrus</i>	Cupressaceae	Phanérophyte	32
33	<i>Launea resedifolia</i> O.K	Asteraceae	Thérophyte	33
34	<i>Leontodon hispidulus</i> (Delile)Boiss.	Asteraceae	Thérophyte	34
35	<i>Lolium rigidum</i> Gaudin	Poacea	Thérophyte	35
36	<i>Lomelosia stellata</i>	Caprifoliaceae	Hémicryptophyte	36
37	<i>Lygeum spartum</i> L.	Poacea	Géophyte	37
38	<i>Malva parviflora</i> L .	Malvaceae	Thérophyte	38
39	<i>Marrubium vulgare</i> L	Lamiaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
40	<i>Matricaria chamomilla</i> L	Asteraceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
41	<i>Medicago littoralis</i> Rhobe .	Fabaceae	Thérophyte	Méditerranéen
42	<i>Medicago rididula</i> L .	Fabaceae	Thérophyte	Euro-méditerranéen

43	<i>Mentha spicata L</i>	Lamiaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
44	<i>Olea européa</i>	Oleaceae	Phanérophyte	sténo-Méd
45	<i>Orobanche cernua Loeft.</i>	Orobanchaceae	Parasite	Méditerranéen
46	<i>Paronychia argentea</i>	Caryophyllaceae	Chaméphyte	Euro-méditerranéen
47	<i>Phalaris canariensis L .</i>	Poaceae	Thérophyte	Méditerranéen
48	<i>Phillyrea angustifolia</i>	Oleaceae	Phanérophyte	Ouest-Méditerranéen
49	<i>Phillyrea latifolia</i>	Oleaceae	Phanérophyte	Méditerranéen
50	<i>Phillyria argustiflora</i>	Oleaceae	Phanérophyte	W-Méditerranéen
51	<i>Pilosella officinarum Vaill</i>	Asteraceae	Hémicryptophyte	Endémique
52	<i>Pistacia atlantica Desf .</i>	Anacardiaceae	Phanérophyte	Endémique
53	<i>Pistacia lentiscus L .</i>	Anacardiaceae	Phanérophyte	Circum-Méd
54	<i>Plantago coronopus L</i>	Plantaginaceae	Hémicryptophyte	Eurasiatique
55	<i>Quercus ilex</i>	Fagaceae	Phanérophyte	Méditerranéen
56	<i>Quercus suber</i>	Fagaceae	Phanérophyte	W-Méditerranéen
57	<i>Reichardia tingitana L (Roth)</i>	Asteraceae	Thérophyte	Méditerranéen
58	<i>Rumex conglomeratus</i>	Polygonaceae	Hémicryptophyte	Européen
59	<i>Ruta graveolens L</i>	Rutaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
60	<i>Salvia verbenaca</i>	Lamiaceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
61	<i>Schismus barbatus L . Thell</i>	Poaceae	Thérophyte	Méditerranéen
62	<i>Scolymus hispanicus</i>	Asteraceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen

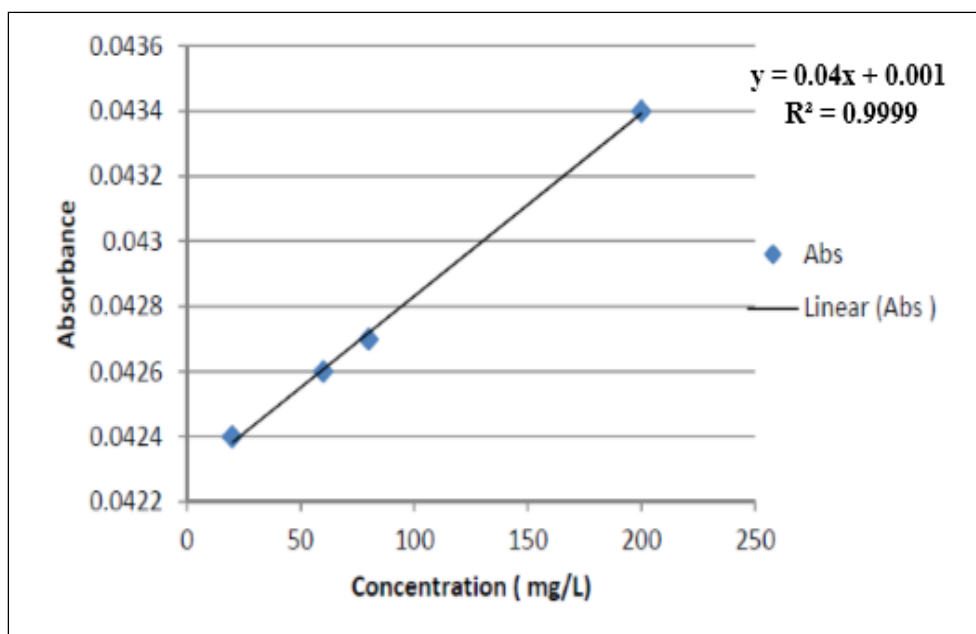
63	<i>Taraxacum obovatum</i>	Asteraceae	Hémicryptophyte	Régional
64	<i>Teucrium flavum</i> L .	Lamiaceae	Chaméphyte	Méditerranéen
65	<i>Torilis nodosa</i>	Apiaceae	Thérophyte	Européen
66	<i>Tyrimnus leucographus</i> L .	Asteraceae	Hémicryptophyte	Méditerranéen
67	<i>Urtica dioica</i>	Urticaceae	Hémicryptophyte	Euro-Méditerranéen
68	<i>Vicia villosa</i> Roth.	Fabaceae	Thérophyte	Euro-Méditerranéen

Annexe 02 : Courbes d'étalonnages :

A : Courbe d'étalonnage d'acide gallique



B : Courbe d'étalonnage de rutine



Annexe 03 : Tableau des probits

%	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9
0		2.67	2.95	3.12	3.25	3.36	3.45	3.52	3.59	3.66
10	3.72	3.77	3.82	3.87	3.92	3.96	4.01	4.05	4.08	4.12
20	4.16	4.19	4.23	4.26	4.29	4.33	4.36	4.39	4.42	4.45
30	4.18	4.5	4.53	4.56	4.59	4.61	4.64	4.67	4.69	4.72
40	4.75	4.77	4.8	4.82	4.85	4.87	4.9	4.92	4.95	4.97
50	5	5.03	5.05	5.08	5.1	5.13	5.15	5.18	5.2	5.23
60	5.25	5.28	5.31	5.33	5.36	5.39	5.41	5.44	5.47	5.5
70	5.52	5.55	5.58	5.61	5.64	5.67	5.71	5.74	5.77	5.81
80	5.84	5.88	5.92	5.95	5.99	6.04	6.08	6.13	6.18	6.23
90	6.28	6.34	6.41	6.48	6.55	6.64	6.75	6.88	7.05	7.33
	0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5	0.6	0.7	0.8	0.9
99	7.33	7.37	7.41	7.46	7.51	7.58	7.75	7.75	7.88	8.09

Annexe 04 : Tableaux d'antibiotique

	<i>S. aureus</i>	<i>S.epidermidis</i>	<i>B.subtilis</i>	<i>E.coli</i>	<i>S.typhimurium</i>	<i>P.aeruginosa</i>
Pénicilline	30,3 mm	/	/	28,85mm	20 mm	20 Mm
Chlorotétracycline	18 mm	13 mm	/	13.6 mm	14 mm	/
Azithromycine	/	/	26,35 mm	/	/	/
Gectapen	/	/	28,4mm	27,4mm	33 mm	/

Annexe 05 : Tableaux des équations linières de la DL50

Tableau 1 : Valeurs des DL50 de *T. castaneum* sous l'effet des extraits aqueux de *P. atlantica*.

Mode d'action	Organes	Equation	R ²
contact	F.	$y=1,0594x +3,3914$	0,91809
	P.	$y=0,82782x +3,7595$	0,94255
	F.N.	$y=0,80714 x +3,2335$	0,76504
	F.M.	$y=0,88735 x+2,9982$	0,86317
ingestion	F.	$y=0,84046 x+2,1786$	0,99259
	P.	$y=0,74248 x+2,2388$	0,94931
	F.N.	$y=0,86094 x+1,9725$	0,85866
	F.M.	$y=0,82651 x+1,5824$	0,89292

Tableau 2. Valeurs des DL50 de *T. castaneum* sous l'effet des extraits méthanoliques de *P. atlantica*

Mode d'action	organes	Equation	R ²
contact	F.	$y=2,0125 x+1,3395$	0,94669
	P.	$y=1,1268 x +3,105$	0,99882
	F.N.	$y=0,965 x+3,2162$	0,92606
	F.M.	$y=0,9388 x+3,0801$	0,98474
ingestion	F.	$y=1,3345 x+1,4085$	0,96572
	P.	$y=0,9057 x+2,736$	0,99593
	F.N.	$y=0,84553 x+2,2497$	0,94626
	F.M.	$y=0,49876 x+2,639$	0,69267

Tableau 3. Valeurs des DL50 de *T. castaneum* sous l'effet des extraits aqueux de *P. lentiscus*

Mode d'action	Organes	Equation	R ²
contact	F.	$y=0,79326 x+3,0097$	0,78076
	P.	$y=1,3483 x+1,3996$	0,96806
	F.N.	$y=1,2372 x+1,7044$	0,90894
	F.M.	$y=1,3179 x+1,1879$	0,94424
ingestion	F.	$y=1,0435 x+1,8473$	0,99621
	P.	$y=0,71711 x+2,2108$	0,99854
	F.N.	$y=0,77986 x+2,1073$	0,98209
	F.M.	$y=0,82651 x+1,5824$	0,89292

Tableau 4 Valeurs des DL50 de *T. castaneum* sous l'effet des extraits méthanoliques de *P. lentiscus*.

Mode d'action	Compartiments	Equation	R ²
contact	F.	$y=2,1426 x+0,99703$	0,99941
	P.	$y=1,9802 x+0,7994$	0,98066
	F.N.	$y=2,3679 x+0,028156$	0,98791
	F.M.	$y=6,4006 x-10,665$	0,89254
ingestion	F.	$y=1,4069 x+1,48$	0,86554
	P.	$y=0,78612 x+2,5782$	0,97219
	F.N.	$y=0,99673 x+2,3257$	0,86822
	F.M.	$y=0,76719 x+2,3257$	0,78451

Tableau 5. Valeurs des DL50 de *S. granarius* sous l'effet des extraits méthanoliques de *P. lentiscus*

Mode d'action	Organes	Equation	R ²
contact	F.	$y=2.1129 x+0,94134$	0.9715
	P.	$y=2.9292 x-1,5334$	0.99819
	F.N.	$y=3.4981 x+0,18526$	0.9596
	F.M.	$y=2.191 x-0,026878$	0.9963
ingestion	F.	$y=1.5119 x+1,062$	0.9945
	P.	$y=0.7635 x+2,0886$	0.947
	F.N.	$y=1.0395 x+2,66446$	0.8799
	F.M.	$y=0.5797 x+2,6646$	0.93931

Tableau 6. Valeurs des DL50 de *S. granarius* sous l'effet des extraits aqueux de *P. lentiscus*.

Mode d'action	Organes	Equation	R ²
Contact	F.	$y=1,9324 x-0,21558$	0,94528
	P.	$y=2,1227 x-0,54574$	0,91952
	F.N.	$y=1,4988 x+1,2539$	0,81595
	F.M.	$y=1,4044 x+1,2637$	0,89033
Ingestion	F.	$y=1,0591 x+1,8448$	0,92053
	P.	$y=0,90389 x+2,116$	0,99716
	F.N.	$y=1,1235 x+1,4399$	0,99198
	F.M.	$y=1,2049 x+0,9949$	0,99961

Tableau 7 : Valeurs des DL50 de *S. granarius* sous l'effet des extraits méthanoliques de *P. atlantica*

Mode d'action	Organes	Equation	R ²
Contact	F.	$y=3,6307 x-2,0775$	0,92684
	P.	$y=1,548 x+1,9058$	0,82326
	F.N.	$y=0,80444 x+3,2945$	0,75285
	F.M.	$y=0,76719 x+3,3157$	0,93669
Ingestion	F.	$y=1,377 x+1,5227$	0,98881
	P.	$y=0,82052 x+2,9084$	0,76464
	F.N.	$y=0,68794 x+2,9641$	0,97004
	F.M.	$y=0,57428 x+3,0993$	0,97597

Tableau 8. Valeurs des DL₅₀ de *S. granarius* sous l'effet des extraits aqueux de *P. atlantica*.

Mode d'action	Organes	Equation	R ²
Contact	F.	$y=1,37778 x+2,1809$	0,97828
	P.	$y=1,4015 x+2,1852$	0,97196
	F.N.	$y=0,86034 x+3,0164$	0,95377
	F.M.	$y=1,2036 x+1,9073$	0,99542
Ingestion	F.	$y=0,86875 x+2,565$	0,85922
	P.	$y=0,65086 x+3,1297$	0,91476
	F.N.	$y=0,89982 x+2,3527$	0,9699
	F.M.	$y=1,3466 x+0,85844$	0,95801