REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE DE MEDEA

FACULTE DES SCIENCES

Mémoire

Présenté pour obtenir le diplôme de **Master**

En Sciences de la nature et de la vie

Spécialité : MICROBIOLOGIE APPLIQUEE

PAR

KHEDACHI DJIHAD

MERRAH HADJER

Thème :

Analyse de la variation du screening phytochimique, des activités antimicrobiennes et antioxydantes de certains extraits provenant de différents organes d'Eucalyptus sideroxylon cultivé dans des régions contrastées

Soutenue publiquement le : 26 /06/2024., Devant le jury composé de :

KIROUANI ABDERREZAK	MCA	U. MEDEA	Président
BOUKHALFOUN LEILA	MCA	U.MEDEA	ENCADRANT
BENDOUMIA HOUDA	MCA	U.MEDEA	Examinatrice
ALI TURKI NADA		U. MEDEA	Co-encadrant

Année universitaire 2023/2024

Remerciements

Tout d'abord je tiens à remercier Allah qui m'a aidé et m'a donné la patience et le courage durant ces années d'études et m'a donné la volonté et la force pour réaliser ce travail de recherche.

Je souhaite d'adresser mes remerciements les plus sincères aux personnes qui m'ont apporté leur aide et qui ont contribué à l'élaboration de ce mémoire ainsi qu'à la réussite de cette formidable année universitaire.

Ces remerciements vont tout d'aborde membres du jury et corps professoral et administratif de la Faculté des Sciences, pour la richesse et la qualité de leur enseignement et qui déploient de grands efforts pour assurer à leurs étudiants une formation.

Toute ma gratitude à mon encadrant « Mme. BOUKHALFOUN». A qui nous a fait preuve une grande Patience et ses orientations, ses encouragements ainsi que Son soutien scientifique et moral.

NOS mêmes remerciements sont adressés aux membres du jury pour avoir bien étudié et

évalué notre travail.

Monsieur KIROUANI ABDERREZAK Maître de conférences A,qui nous a fait

l'honneur de présider le jury de ce Mémoire, et Madame Bendoumia Houda Maître de

conférences A, qui a accepté sans hésitation et avec beaucoup de gentillesse d'examiner ce

travail.

Je tiens également à remercier chaleureusement Mme. Boukhalfoun Leilaet Mme. Ali Turki Nada pour toute l'aide apportée dans ce travail et les conseils donnés durant notre projet.

NOS mêmes remerciements sont adressés aux membres du jury pour avoir bien étudié et évalué notre travail.

Nous tenons également à remercier tous les enseignants de la spécialité

Microbiologie Appliqueé

Enfin, nous n'omettons pas d'exprimer toute notre parfaite considération et reconnaissance à toutes nos amies et collègues de la 2ème année Master Micobiologie Appliquee

Dédicace

Je dédie ce travail:

Mes parents :

La mère tender "NACIRA ", qui a travail pour mon succès avec son amour et son soutien, tous les sacrifices et ses precious conseils pour tout l'aide et sa presence dans ma vie.

Montrès cher père "ABDELKADER ", qui peuvent être fier et trouver ici le résultat de longues années de

sacrifices et de privations pour m'aider à avancer dans la vie. Puisse Dieu faire en sorte que Ce

Travail Porte son fruit, Merci pour les valeurs nobles, l'éducation ET le

soutient permanent venu de vous.

Mes plus belles soeurs: selma . Nedjma . Djamila et a mes frére aymen .mouhamed . Hamza

Mon fiancé « Abdou » qui me donne des encouragements du soutien et de l'amour merci beaucoup.

Toutes les amis Hadjer .Houda. Sihem . Meriem . Fatiha .Wassila qui me aider dans cette travail merci beaucoup

DJIHAD

Dédicace

Je dédie ce mémoire

À mes parents M'BAREK et RABIAA, pour leur amour inconditionnel, leur soutien indéfectible et leurs sacrifices, sans lesquels rien de tout cela n'aurait été possible. Vous avez toujours cru en moi et m'avez encouragé à pour suivre mes rêves

mon cher mari Hichem , pour ton amour inébranlable, ton soutien constant et ta patience infinie. Ta foi en moi m'a donné la force de continuer même dans les moments les plus difficiles

À mes frères walid et sœurs ahlem,khaoula, kaoutar,serine pour leur compréhension, leurs encouragements et leur soutien moral tout au long de ce par cours.

À mes amis proches, djihad , wassila , houda , mereim sihem et fatiha pour leur amitié sincère, leur aide précieuse et les moments de joie partagés qui ont rendu cette expérience plus agréable.

Hadjer

Resumé

Analyse de la variation du screening phytochimique, des activités antimicrobiennes et antioxydantes de certains extraits provenant de différents organes *d'Eucalyptus sideroxylon* cultivé dans des régions contrastées

La phytothérapie joue un rôle crucial dans les systèmes de santé modernes. Les plantes actuellement utilisées sont testées et sélectionnées pour leurs propriétés thérapeutiques, formant la base de nombreux médicaments. En effet, leurs principes actifs sont présents dans 70 % des produits pharmaceutiques commercialisés dans les pays industrialisés. Cette étude se concentre sur deux sous-espèces *d'Eucalyptus sideroxylon*, l'une à fleurs rouges et l'autre à fleurs blanches, pour évaluer leurs capacités antioxydantes et antimicrobiennes, ainsi que pour réaliser une analyse phytochimique dans cinq régions : Médéa, Blida, Boumerdès, Bougazoul et Khemis. *L'analyse phytochimique* de l'Eucalyptus sideroxylon a révélé une richesse en *polyphénols, tanins, flavonoïdes, glycosides cardiaques, anthraquinones, saponines et coumarines, mais une absence de protéines, alcaloïdes et composés réducteurs.* Les deux sous-espèces se sont avérées riches en polyphénols, avec une concentration plus élevée dans la sous-espèce à fleurs blanches (99,12 µg eq AG) de l'extrait méthanolique. L'activité antioxydante, mesurée par le test *DPPH*, a surpassé les témoins, particulièrement à faibles concentrations dans la région de Blida fleurs blanches, avec l'extrait éthanolique de la sous-espèce à fleurs rouges étant le plus efficace. Les deux extraits ont montré une activité antimicrobienne notable contre *Staphylococcus epidermidis*, avec une zone d'inhibition de 14,5 mm, et une variabilité selon les six souches testées. L'activité antifongique a également démontré une sensibilité élevée *d'Aspergillus brasiliensis* (12,5 mm) aux deux extraits.

Ces résultats soulignent les diverses applications thérapeutiques de cette plante en médecine traditionnelle et encouragent la recherche de nouvelles molécules naturelles aux propriétés antioxydantes et antibactériennes, pouvant être utilisées dans différentes industries : pharmaceutiques, cosmétiques, alimentaires, etc.

Mots clés : *Eucalyptus sideroxylon, extraits, DPPH, activité antifongique, activité antibactérienne*, région (nord, centre).

ملخص :

تحليل تباين الفحص الكيميائي النباتي، والأنشطة المضادة للميكروبات ومضادات الأكسدة لبعض المستخلصات المستخرجة من أعضاء مختلفة من شجرة الأوكالبتوس سيديروكسيلون المزروعة في مناطق متباينة.

تلعب العلاج بالأعشاب دوراً حيوياً في أنظمة الصحة الحديثة. يتم اختبار النباتات المستخدمة حالياً واختيارها بناءً على خصائصها العلاجية، مما يشكل أساساً للعديد من الأدوية. في الواقع، فإن مكوناتها الفعالة موجودة في 70٪ من المنتجات الصيدلانية التي يتم تسويقها في البلدان الصناعية. تركز هذه الدراسة على نوعين فرعيين من أشجار الكينا (Eucalyptus sideroxylon)، أحدهما ذو أزهار حمراء والآخر ذو أزهار بيضاء، لتقييم قدراتها المضادة للأكسدة والمضادة للميكروبات، وكذلك لإجراء تحليل كيميائي نباتي في خمس مناطق: المدية، البليدة، بومرداس، بوغزول وخميس. كشف التحليل الكيميائي النباتي للكينا (Eucalyptus sideroxylon) عن غنى في البوليفينولات، التانينات، الفلافونويدات، الغليكوزيدات القلبية، الأنثراكينونات، الصابونين والكومارين، ولكن غياب البروتينات، القلويات والمركبات المختزلة.أظهرت الأنواع الفرعية الغنية بالبوليفينولات، تركيزاً أعلى في النوع الفرعي ذو الأزهار البيضاء (99.12 ميكروغرام مكافئ حامض الغاليك) في المستخلص الميثانولي. تجاوزت النشاط المضاد للأكسدة، المقاس بواسطة اختبارDPPH ، الشواهد، خاصة عند التركيزات المنخفضة في منطقة البليدة ذات الأزهار البيضاء، حيث كان المستخلص الإيثانولي للنوع الفرعي ذو الأزهار الحمراء الأكثر فعالية .

أظهرت المستخلصات نشاطاً ملحوظاً ضد المكورات العنقودية البشروية(Staphylococcus epidermidis) ، مع منطقة تثبيط بلغت 14.5 ملم، وتفاوتاً وفقاً للسلالات الستة التي تم اختبارها. كما أظهرت النشاط المضاد للفطريات حساسية عالية للفطر (Aspergillus brasiliensis) بلغت (12.5 ملم) لكلا المستخلصين.

تؤكد هذه النتائج التطبيقات العلاجية المتنوعة لهذا النبات في الطب التقليدي وتشجع على البحث عن جزيئات طبيعية جديدة ذات خصائص مضادة للأكسدة ومضادة للبكتيريا، يمكن استخدامها في مختلف الصناعات: الصيدلانية، التجميلية، الغذائية، إلخ.

الكلمات الرئيسية: Eucalyptus sideroxylon، مستخلصات، DPPH، نشاط مضاد للفطريات، نشاط مضاد للبكتيريا، منطقة (الشمال، الوسط).

Abstract :

Analysis of the Variation in Phytochemical Screening, Antimicrobial, and Antioxidant Activities of Certain Extracts from Different Organs of *Eucalyptus sideroxylon* Cultivated in Contrasting Regions

Phytotherapy plays a crucial role in modern healthcare systems. The plants currently used are tested and selected for their therapeutic properties, forming the basis of numerous medications. Indeed, their active ingredients are present in 70% of pharmaceutical products marketed in industrialized countries. This study focuses on two subspecies of Eucalyptus sideroxylon, one with red flowers and the other with white flowers, to evaluate their antioxidant and antimicrobial capacities, as well as to conduct a phytochemical analysis in five regions: Médéa, Blida, Boumerdès, Bougazoul, and Khemis.The phytochemical analysis of *Eucalyptus sideroxylon* revealed a richness in *polyphenols, tannins, flavonoids, cardiac glycosides, anthraquinones, saponins, and coumarin*s, but an absence of proteins, *alkaloids, and reducing compounds*. Both subspecies were found to be rich in *polyphenols,* with a higher concentration in the white-flowered subspecies (99.12 µg eq AG) of the methanolic extract. The antioxidant activity, measured by the DPPH test, surpassed the controls, particularly at low concentrations in the Blida region, white flowers subspecies, with the ethanolic extract of the red-flowered subspecies being the most effective.Both extracts showed notable antimicrobial activity against *Staphylococcus epidermidis*, with an inhibition zone of 14.5 mm, and variability according to the six strains tested. The antifungal activity also demonstrated high sensitivity of *Aspergillus brasiliensis* (12.5 mm) to both extracts.

These results highlight the various therapeutic applications of this plant in traditional medicine and encourage the search for new natural molecules with antioxidant and antibacterial properties, which can be used in different industries: pharmaceutical, cosmetic, food, etc.

Keywords: *Eucalyptus sideroxylon*, extracts, DPPH, antifungal activity, antibacterial activity, region (north, center).

LISTE DES ABREVIATION

DMSO : Diméthyle sulfoxide

E : Eucalyptus

MH : Muller Hinton

mm : Millimètres

mg : Milligrammes

PMA : Plante Médicinale et Aromatique.

R% : Rendement en extrait .

ES : Eucalyptus siderroxylon

µl : Microlitres

$\mathbf{P_e}$: Poids de l'extrait utilisé en g

$\mathbf{P_p}$: Poids de la plante en g

PDA : Potato Dextrose Agar

INRF : l'Institut National de la Recherche Forestière

Remerciements

dédicace

résumé

liste des abreviation

summary:

liste des figures

liste des tableaux

Introduction générale.....2

Chapitre 1 : Synthèse bibliographique …….…… 4

I-1 les plantes médicinales…….……5

I-1-1 Historique…….…….5

I-1-2 Définition de la plante médicinale……...……...…5

I-1- 3 Récolte des plantes médicinales……..…..…...5

I-1-4 Séchage et conservation……...….6

I -2 Le genre Eucalyptus…….7

I -2-1 Origine et définition……..7

I -2 -2 Description botanique……..7

I -2- 3 Distribution géographique ……...…….…..8

I- - 3 Principes actifs des plantes médicinales……..…….9

I -3 -1 Huile essentielle ……..…… 9

I -3 -2 Les flavonoïdes ……..9

I -3 -3 Les tanins…….……..10

I -3 -4 Les coumarines …….…… 11

I -3 -5 Anthocyanosides ……..…… 11

I-4 Les travaux antérieurs sur les propriétés biologiques…….…. 12

I-4-1 Rendement et screening phytochimique……..…..12

I-4-2 Dosage des polyphénols totaux……...… 13

I-4-3 Activité antioxydante…….…….14

I-4-4 Activité antimicrobien ……..……..……15

Chapitre 2 : Matériel et méthodes…….……..……16

II.1. Présentation de la région d'étude…….……..……..17

II.2. Matériel utilisé …….……..….18

II.2.1. Matériel végétal……..…..…….18

II.2.1.1 Classification Botanique d'Eucalyptus sideroxylon ……..…….20

II. 2.1.2. Souches microbiennes……..….21

II.3. Méthodes……..……22

II.3.1. Préparation des extraits : méthanolique et éthanolique…….…….22

II.3.1.1. Mode opératoire…….….22

II.3.2.2. Calcul du rendement ……..…23

II.3.3. Tests préliminaires du screening phytochimique…….……..25

A / Détection des alcaloïdes…….…25

B / Détection des stérols…….……..25

C / Détection des saponosides…….…….……25

D/ Détection des Tanins…….……...…25

E / Détection des flavonoide…….…….26

F/ Détection des Composés réducteurs (les sucres) …….……...…26

G/ Détection des anthraquinones ……26

H / Détection des Protéines ……..…26

I/ Détection des coumarines……..……..26

G/ Détection des quinones libres……..27

K / Détection des Glycosides cardiaques …….……27

II.3.4. Analyse phytochimique des extraits……..27

II.3.4.1. Dosage des polyphénols totaux (analyse quantitative)……...……27

II.3.4.1.1. Principe……...27

II.3.4.1.2. Mode opératoire……...27

II.3.4.1.3. Expression des résultats……...28

II.3.5. Etude des activités biologiques……..29

II.3.5.1. Evaluation de l'activité antioxydante……..……29

II.3.5.1.1. Principe……...29

II.3.5.1.2. Mode opératoire…….……..….29

II.3.5.1.3. Expression des résultats ……30

II.3.5.2. Evaluation de l'activité antimicrobienne des extraits méthanoliques et éthanoliques…….……31

II.3.5.2.1. Activité antibactérienne……..…….31

II.3.5.2.2. Activité antifongique ……..……36

II.4. Analyse statistique……...…….37

CHAPITRE 3 : Résultat et discussion…….....38

III – 1 Etude phytochimique des extraits méthanolique et éthanolique des deux sous espéce de l'E.siderroxylon……...……39

III 1– 1 Rendement……...……39

III.1.2. Tests biochimiques préliminaires……...……..42

III.1.3. Dosage des polyphénols totaux……...…….51

III.2. Etude des activités biologiques……..……54

III.2.1. Evaluation de l'activité antioxydante……..……..…….54

III.2.2. Evaluation de l'activité antibactérienne des extraits étudiés…….61

III.2.2 Extrait methanolique…….61

III-2-2.1Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge…….……61

III-2-2.2 Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche…….……63

III-2-2.3 Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge……65

III-2-2.4 Eucalyptus sideroxylon à fleur rose……...67

III-2-2.5 Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche…….....69

III.2.3 Extrait ethanolique…….....71

III-2-3.1 Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge……71

III-2-3.2Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche…….…….73

III-2-3.3 Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge…….……..75

III-2-3.4 Eucalyptus sideroxylon à fleur BLANCHE …….……76

III-2.3.5 Eucalyptus sideroxylon à fleur ROSE ……..78

IV - Comparaison entre l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge, rose et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère……80

IV – 1 Région de Médéa…….…….80

IV – 2 Région de Boumerdas ……..……...……81

V -Comparaison entre l'extrait éthanolique de la fleur rouge et celui de la fleur blanch..e pour la dose de la solution mère……..…82

V -1 Région de Médéa…….……82

V–2 Région de Boumerdas…….…….84

VI - Comparaison entre les deux extraits méthanolique et ethanolique de l'Eucalyptus .sideroxylon à fleur rouge pour la dose de la solution mère……..…..……85

VI -1 Région de Médéa…….…..…85

VI–2 Région de Boumerdas……86

VII-Comparaison entre les deux extraits méthanolique et éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche pour la dose de la solution mère…….……87

VII-1 Région de Médéa……..……..…87

VII–2 Région de Boumerdas…….……..88

VIII- Activité antifongique ……..……..89

VIII -1 Extrait mthanolique……..……...…89

VIII -1 .1 Eucalyptus sideroxylon à fleur ROUGE ……89

VIII-1.2 Eucalyptus sideroxylon à fleur BLANCHE ……91

VIII-1.3 Eucalyptus sideroxylon à fleur ROUGE……..…….93

VIII-1.4 Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche……..…95

VIII-1.5 Eucalyptus sideroxylon à fleur ROSE ……..97

VIII -2 Extrait éthanolique…….….98

VIII-2.1 Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge……..…….98

VIII-2.2 Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche…….……..100

VIII-2.3 Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge…….……102

VIII-2.4 Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche …….……103

VIII-2.5 Eucalyptus sideroxylon à fleur rose ……...……105

VIII-3 - Comparaison entre l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge, rose et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère……...……107

VIII-3 – 1 Région de Médéa…….…….107

VIII-3 – 2 Région de Région de Boumerdas ……108

VIII-4 -Comparaison entre l'extrait éthanolique de la fleur rouge et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère……...……109

VIII-4 -1 Région de boumerdas ……109

VIII-4 –2 Région de medea ……..……110

VIII-5 - Comparaison entre les deux extraits méthanolique et ethanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge pour la dose de la solution mère…….……111

VIII-5 -1 Région de boumerdas……...…..…111

VIII-5 –2 Région de medea ……..112

VIII. 6 -Comparaison entre les deux extraits méthanolique et éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche pour la dose de la solution mère……..……114

VIII. 6 -1 Région de boumerdas……...……..…114

VIII. 6–2 Région de medea……115

liste des figures

Figure 1 : Feuilles adultes, Fruits et boutons floraux du genre Eucalyptus ……8

Figure 2 : Répartition géographique des Eucalyptus dans le Monde……...…8

Figure 3 : Structures des différentes familles des flavonoïdes …….....10

Figure 4 : structure chimique des tanins…….……...….11

Figure 5 : localisation de région de Médéa , boumerdas , khemis , BLIDA et boughazoul……..……18

Figure 6: E. sidéroxylon (red ironbark)…… ……..……...……19

Figure 7 : les feuilles, boutons floraux de l'Eucalyptus sidéroxylon…….20

Figure 8 : les graines d'E. Sidéroxylon …….20

Photo 9 : l'évaporation de l'extrait méthanolique et éthanolique…….……..23

Figure 10 : Protocole général de l'extraction méthanolique……..…….24

Figure 11 : Protocole de dosage des composés phénoliques totaux…….…….28

Figure 12 : Forme libre et réduite du 2,2- diphényle-1-picrylhydrazyl (DPPH) (Molyneux 2004). a : DPPH radical libre, b : DPPH réduit……29

Figure 13 : Protocole d'étude de l'activité antiradicalair…..…….……30

Figure 14 : Préparations des disques (originale)…….31

Figure 15 : Préparation de la suspension bactérienne (Originale)……..32

Figure 16 : L'ensemencement par écouvillonnage (Originale). ……34

Figure 17: dépôt des disques dans les boites (Originale)……...……..34

Figure 18 : Méthode des puits (Originale)…….35

Figure 19 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique……..50

Figure 20 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique d'E.sideroxylon dans la région de Medea fleur blanche……..53

Figure 21 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de Medea fleur rouge…….….54

Figure 22 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique d'E.sideroxylon dans la région de Medea fleur rose……..……54

Figure 23 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de bougazoul fleur rouge…….55

Figure 24 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de bougazoul fleur blanche…….55

Figure 25 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de Boumerdas fleur blanche……..…….56

Figure 26 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de Boumerdas fleur rouge…….…….56

Figure 27 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de khemis fleur blanche…….…….57

Figure 28 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de khemis fleur rouge…….……57

Figure 29 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de Blida fleur rouge…….58

Figure 30 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de Blida fleur blanche…….58

Figure 31 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge……..…….……62

Figure 32 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche……..……..64

Figure 33 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge……...……66

Figure 34 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rose……..68

Figure 35 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche……70

Figure 36 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge……..72

Figure 37 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche ……..73

Figure 38 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge……..75

Figure 39 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche……...……77

Figure 40 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rose…….……79

Figure 41 : Comparaison entre l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge, rose et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère...……80

Figure 42 : Comparaison entre l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère……81

Figure 43 : Comparaison entre l'extrait éthanolique de la fleur rouge et celui de la fleur blanche e pour la dose de la solution mère…….…….82

Figure 44 : Comparaison entre l'extrait éthanolique de la fleur rouge et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère…….……84

Figure 45 : Comparaison entre les deux extraits méthanolique et ethanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge pour la dose de la solution mère……85

Figure 46 : Comparaison entre les deux extraits méthanolique et ethanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge pour la dose de la solution mère……86

Figure 47 : Comparaison entre les deux extraits méthanolique et éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche pour la dose de la solution mère……88

Figure 48 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge……90

Figure 49 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche ……92

Figure 50 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge……...…….94

Figure 51: Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche……..……..95

Figure 52 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rose……..…….97

Figure 53 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge……..…….99

Figure 54 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche……..……100

Figure 55 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge ……...…….102

Figure 56 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanch……104

Figure 57 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rose……106

Figure 58 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rose et rouge et fleur blanch…..…107

Figure 59 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rose et rouge……..108

Figure 60 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanch et rouge……109

Figure 61 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanch et rose et fleur rouge……110

Figure 62 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique et méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rougE……..111

Figure 63 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique et méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge……113

Figure 64 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique et méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche…….114

Figure 65 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique et méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche…….115

liste des tableaux

Tableau 2-1 : Les souches microbiennes utilisées…….……21

Tableau 3–1 : Rendement de l' extrait éthanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de Boumerdes……..…….39

Tableau III–2 : Rendement de l'extrait éthanolique et méthanolique d'E.siderroxylon d dans la région de Bougezoul……..…..…….39

Tableau III–3 : Rendement de l'extrait éthanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de MEDEA fleur rouge et rose et blanche…….…….……...40

Tableau III–4: Rendement de l'extrait éthanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de Khemis……..…….40

Tableau III–5 : Rendement de l'extrait éthanolique et méthanolique d'E.siderroxylon dans la région de Blida…….....41

Tableau 06 : Résultats du screening phytochimique de l'extrait méthanolique Pour la région de Boumerdès fleur rouge et fleur blanche…….42

Tableau 07 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de Bougezoul fleur rouge et fleur blanche…….……42

Tableau 08 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de medea fleur rouge et blanche et rose……..…43

Tableau 09 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de khemis fleur rouge et blanche……44

Tableau 10 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de blida fleur rouge et fleur Blanche……..45

Tableau 11 : Résultats du screening chimique de l'extrait éthanolique Pour la région de bougazoul fleur rouge et fleur blanche……...……..46

Tableau 12 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de boumerdas fleur rouge et blanche
…….……..…….46

Tableau 13 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de medea fleur rouge et blanche et rose
…….…….……..47

Tableau 14 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de khemis fleur rouge et
blanche……...……. 47

Tableau 15 a: Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de Blida fleur rouge et blanche…….…..……..48

Tableau 15 : Les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits ethanolique et méthanolique dans la région de khemise en mg/ml…….……50

Tableau 16 : Les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits ethanolique et méthanolique dans la région de Blida en mg/ml…….51

Tableau 17 : Les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits ethanolique et méthanolique dans la région de boumerdas en mg/ml……...……51

Tableau 18 : Les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits ethanolique et méthanolique dans la région de boughazoul en mg/ml……...……..51

Tableau 19 : Les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits ethanolique et méthanolique dans la région de Medea en mg/ml……...……51

Tableau 20 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD……..……..61

Tableau 21 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD……...…….……63

Tableau 22 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD…….……..65

Tableau 23 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD……..…….67

Tableau 24 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD……..……..…69

Tableau 25 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD……..……..71

Tableau 26 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD…….……..……..73

Tableau 27 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD…….……..…..…74

Tableau 28 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD…….…..…..76

Tableau 29 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD……78

Tableau 30 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD……ANNEXE

Tableau 31 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD……..…...… ANNEXE

Tableau 32 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD……..……..… ANNEXE

Tableau 33 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD…….…….. ANNEXE

Tableau 34 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD…… ANNEXE

Tableau 35 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD ……...ANNEXE

Tableau 36 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD……..…… ANNEXE

Tableau 37 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD ……..……ANNEXE

Tableau 38 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD …….…….ANNEXE

Tableau 39: Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD …….…….ANNEXE

Tableau 40: Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD …… …….ANNEXE

Tableau 41: Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD ……..ANNEXE

Tableau 42 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD……...……ANNEXE

Tableau 43 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD ……..……ANNEXE

Tableau 44 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD …….…….ANNEXE

Tableau 45 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD…….. ANNEXE

Tableau 46 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD ……..ANNEXE

Tableau 47 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD ……..……ANNEXE

Tableau 48 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD ……..……ANNEXE

Tableau 49 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD …….…….ANNEXE

Tableau 50 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD ……..….ANNEXE

Tableau 51 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD …….……ANNEXE

Tableau 52 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD ……..……ANNEXE

Tableau 53 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD …….……ANNEXE

Tableau 54 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD …….……ANNEXE

Introduction

Depuis la création de l'Homme, ce dernier n'a pas cessé de s'inspirer de la nature pour subvenir à ces besoins de survies dont son utilisation des fruits et des légumes pour se nourrir, du bois pour se réchauffer, et des plantes pour se soigner. C'est dans ce but qu'est née et continuée à se développer la médecine par les plantes ou ce qu'on appelle la phytothérapie, qui désigne la médecine fondée sur les extraits de plante et les principes actifs naturels.

Au cours des dernières années, les préoccupations sociales concernant les questions de santé ont augmenté, ainsi qu'une tendance à l'utilisation de composés naturels. Cela a conduit à des efforts considérables dans la recherche de nouvelles biosources riches en molécules bioactives aux propriétés bénéfiques pour la santé et le bien-être humain (**Granato D et al., 2020**). Par conséquent, les produits naturels sont de plus en plus présents dans les industries pharmaceutique , agroalimentaires et de production de compléments alimentaires (**Topiar M et al., 2015**).

Le secteur des *plantes médicinales* joue un rôle crucial dans la médecine traditionnelle et moderne, en proposant une large gamme de remèdes naturels dérivés de diverses espèces végétales. Parmi eux, *l'extrait d'Eucalyptus*, obtenu principalement à partir des feuilles de l'arbre Eucalyptus, est largement reconnu pour ses nombreuses propriétés médicinales et thérapeutiques. Aujourd'hui, *l'extrait d'Eucalyptus* est un ingrédient essentiel dans divers domaines tels que l'aromathérapie, la phytothérapie, et l'industrie cosmétique. Grâce à ses composés actifs, notamment l'eucalyptol, cet extrait possède des propriétés *anti-inflammatoires, antimicrobiennes et expectorantes*, ce qui le rend précieux pour le traitement des affections respiratoires, les soins de la peau, et les formulations de produits de bien-être (**John K Anderson et al., 2020**)

Eucalyptus sidéroxylon A. Cunn. ex Woolls (famille *des Myrtaceae*), également connue sous les noms de *Red Ironbark, Mugga Ironbark ou Mugga*, est une espèce originaire d'Australie. Elle se trouve dans les forêts ouvertes de la Nouvelle-Galles du Sud et s'étend jusqu'au Queensland et à Victoria. Cet arbre peut varier de petite à moyenne taille, et parfois atteindre une grande taille. Il est facilement identifiable par son écorce dure, profondément sillonnée, de couleur gris foncé à noire, imprégnée de kino, ainsi que par ses fleurs blanches, roses ou rouges (**Bean, 2010**). L'espèce a été introduite dans diverses régions où elle pousse bien en résistant aux climats secs, aux sols pauvres et au gel, parfois utilisée dans les zones arides (**Jayawickrama et al., 1993**).

L'objectif de cette étude est d'évaluer le pouvoir antioxydant des extraits de deux sous-espèces *d'Eucalyptus sideroxylon* ainsi que leur activité antimicrobienne et d'effectuer une analyse phytochimique approfondie de ces extraits. En particulier, cette recherche vise à identifier et quantifier les composés bioactifs présents dans les extraits, à comparer leur efficacité antioxydante et antimicrobienne, et à déterminer la corrélation entre la composition phytochimique et les activités biologiques observées.

Le présent travail est divisé en trois chapitres :

- Le premier chapitre est une synthèse bibliographique sur les plantes médicinales, extraits et l'espèce *Eucalyptus sideroxylon*
- Le second chapitre est consacré à la présentation du matériel et des méthodes utilisés
  dans cette recherche.
- Dans le troisième chapitre sont exposés les résultats obtenus ainsi que leur discussion.
  Notre étude se termine par une conclusion

CHAPITRE 1

Synthèse bibliographique

I-1 les *plantes médicinales*

I-1-1 Historique

Pendant des siècles, les êtres humains ont exploité les vertus thérapeutiques des plantes. Leur utilisation était hautement estimée dans toutes les pratiques médicales, et il y a deux cents ans, les remèdes naturels étaient les seuls recours disponibles pour soigner les maux de l'humanité. En conséquence, leur efficacité et leurs propriétés ont fait l'objet d'examens minutieux, de documentation et de perfectionnement. **(Grunwald et Janick, 2006).**

Les *plantes médicinales*, tout comme d'autres formes de thérapies, ont toujours été intégrées dans la culture de différentes époques et civilisations **(Grunwald et Janick, 2006)**. Elles constituent un trésor pour l'humanité, en particulier pour de nombreuses communautés **(Sofowora, 1993)**. Ces plantes offrent des bienfaits thérapeutiques pour traiter diverses maladies **(Adoumou, 2012)** et servent de source essentielle de matières premières pour la recherche de nouvelles molécules nécessaires à la fabrication de médicaments **(Ameenah, 2006).**

I-1-2 Définition de la *plante médicinale*

Le terme "*plante médicinale*" désigne toute plante contenant un ou plusieurs composés actifs bénéfiques pour la santé humaine. Ces plantes peuvent être utilisées sous forme fraîche ou séchée.

La capacité des *plantes médicinales* à agir efficacement découle de leur vaste gamme de composés, qui varient selon les espèces et offrent une diversité d'effets thérapeutiques. Par exemple, l'Eucalyptus est utilisé pour traiter la toux, tandis que le pavot est efficace contre les douleurs **(Oullali et Chamek, 2018)**.

Selon l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS),plus de 20000 plantes utilisées dans le monde pour leurs propriétés médicinales, seulement 2000 à 3000 plantes ont été étudiées scientifiquement **(Oullali et Chamek, 2018)**.

I-1- 3 Récolte *des plantes médicinales*

Les effets pharmacologiques des *plantes médicinales* varient principalement en fonction de leur lieu de croissance, du moment de la récolte, des méthodes de cueillette et des pratiques de conservation. Il est crucial de toujours avoir en tête la connaissance du

calendrier de récolte, des méthodes de cueillette et des pratiques de conservation pour assurer la qualité des produits et préserver leur origine de production **(http://elearning.univ-biskra.dz)**

.La récolte des plantes se fait par temps sec, dès le matin après l'évaporation de la rosée. Une plante humide nécessite jusqu'au double du temps pour sécher. Les parties aériennes, comme les sommités fleuries et les feuilles, sont cueillies à la main et triées sur place avant d'être placées dans des paniers. Les parties desséchées ou malades sont retirées, avec une attention particulière portée aux insectes, aux œufs ou aux chenilles éventuellement présents.

Les plantes ne doivent pas récolter le long des routes ou à proximité immédiate d'usines ou de champs traités. Elles ont la capacité d'absorber les substances toxiques présentes dans leur environnement, ce qui n'est pas souhaitable si vous souhaitez utiliser les plantes à des fins médicinales. Donc Assurez-vous de vous éloigner de toute source de pollution avant de commencer la cueillette.

I-1-4 Séchage et conservation

À l'exception des plantes utilisées fraîches, les autres sont séchées et stockées dans des conditions qui préservent leurs propriétés. Le séchage est essentiel pour assurer une bonne conservation, en inhibant toute activité enzymatique post-récolte, en prévenant la dégradation de certains composants et en évitant la croissance bactérienne.

La conservation de la plante dépendra de la qualité du processus de séchage. Après la récolte, la plante est soigneusement nettoyée pour éliminer tout débris indésirable, puis chaque partie est traitée de manière spécifique. Les techniques de séchage varient selon les catégories de plantes, pouvant inclure le séchage au soleil, à l'ombre ou artificiel.

Le séchage au soleil représente une méthode simple et économique, principalement utilisée pour les racines, les tiges, les écorces ou les graines. Cependant, il peut altérer les propriétés médicinales des produits : les feuilles vertes séchées au soleil jaunissent, tandis que les pétales de fleurs perdent leur couleur vive. Pour préserver leur parfum, il est conseillé de ne pas exposer les plantes aromatiques au soleil pendant une période prolongée.

Le séchage artificiel à l'ombre se déroule dans un endroit sec, protégé du soleil, et est particulièrement adapté aux plantes aromatiques. Il peut être réalisé dans une étuve ou

une chambre de séchage chauffée. Les fruits à haute teneur en jus ou les racines riches en sucs doivent être séchés rapidement à des températures allant jusqu'à 70 à 90°C. En revanche, les substances aromatiques nécessitent un séchage progressif à des températures moyennes comprises entre 25 et 30°C (http://elearning.univ-biskra.dz)

La conservation des *plantes médicinales* pendant le stockage prolongé nécessite des méthodes qui empêchent toute altération de leur nature due aux ravages des insectes, aux moisissures et aux micro-organismes, préservant ainsi leurs propriétés pharmacologiques intactes. La prolifération des moisissures et des micro-organismes est encouragée par l'humidité, qui peut être issue de la plante elle-même, d'une mauvaise ventilation de l'environnement de stockage ou de l'humidité du sol. Ces facteurs peuvent accélérer les processus de fermentation ou d'oxydation de certains composants végétaux. Par conséquent, il est souvent nécessaire d'initier le processus de conservation en exposant les produits récoltés au séchage au soleil, bien que ce dernier, s'il est prolongé, puisse altérer non seulement la couleur mais également la nature des produits. La qualité des plantes médicinales dépend largement des conditions de stockage, il est donc crucial d'éviter tout élément perturbateur de ces conditions. Dans la plupart des cas, il est recommandé de conserver les produits séchés à l'abri de l'humidité, dans un endroit sec et bien ventilé.

I -2 Le *genre Eucalyptus*

I -2-1 Origine et définition

Le botaniste français Heritier a donné une description officielle et attribué le nom au genre *Eucalyptus* en 1788, après avoir étudié des échantillons de l' *Eucalyptus obliqua* parmi diverses plantes collectées en Australie **(Bingendako, 2004).**

L'origine du mot *Eucalyptu*s remonte au grec ancien, où "Eu" signifie "vrai" et "*Kalyptus"* désigne un couvercle ou un opercule **(Boullard, 1997**), en référence au couvercle du bouton floral qui enveloppe les étamines **(Aït Youssef, 2006).**

I -2 -2 *Description botanique*

Les arbres du *genre Eucalyptus* se caractérisent par leur feuillage persistant et leur écorce qui se détache souvent. Leurs feuilles présentent deux phases distinctes : larges et dressées dans leur jeunesse, puis étroites et pendantes à maturité **(Balmey et Wilson, 2000).** Les fleurs se regroupent généralement en bouquets ombelliformes, rarement solitaires, et sont

caractérisées par des sépales fusionnés en un opercule conique qui se détache entièrement lorsque la fleur s'épanouit ; les étamines sont nombreuses et saillantes. Les fruits de ce genre se présentent sous forme de capsules(**Figure I-1) (Balmey et Wilson, 2000).**



Figure 1 : Feuilles adultes, Fruits et boutons floraux du genre Eucalyptus (Techno science.net)

I -2- 3 Distribution géographique

L'Eucalyptus est originaire d'Australie et de Tasmanie, où il domine largement la flore forestière **(Aït Youssef, 2006; Schauenberg et Paris, 1977)**. De nombreuses espèces ont été introduites dans d'autres régions telles que l'Inde, le Brésil, l'Europe et le bassin méditerranéen (**Figure I-2) (Forrest et Moore, 2008; Ghedira et al., 2008)**, certaines pour leur bois, d'autres pour leur capacité à stabiliser le sol, servir de brise-vent ou être utilisées comme arbres d'ornement **(Balmey et Wilson, 2000).**

Le genre Eucalyptus occupe une place prépondérante parmi les genres de la famille des Myrtacées, comptant environ 600 espèces **(Spichiger et al., 2002)**, dont seulement 16 sont exploitées à des fins médicinales **(Ghedira et al., 2008)**

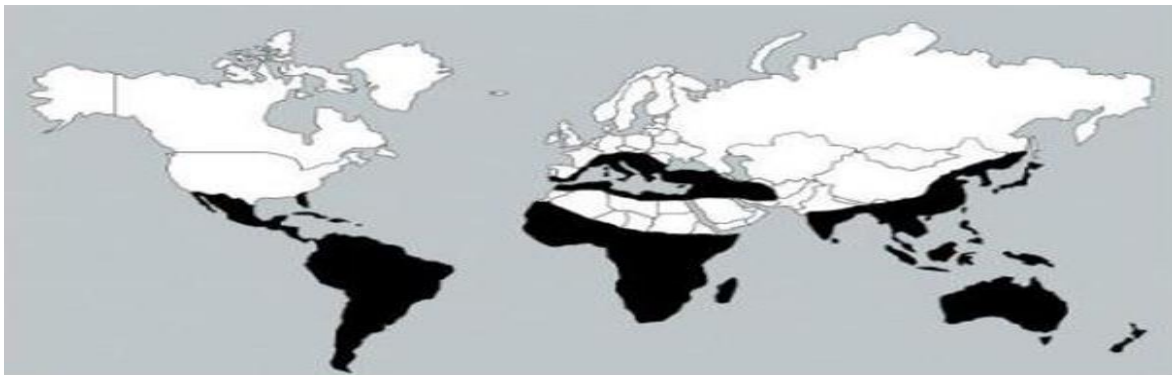


Figure 2 : Répartition géographique des *Eucalyptus* dans le Monde **(Heywood, 1996)**

➢ I- -*3 Principes actifs* des *plantes médicinales*

Les principes actifs sont des molécules présentes dans une plante médicinale ou dans une préparation à base de plantes, utilisés dans la fabrication de médicaments. Ils possèdent des propriétés thérapeutiques curatives ou préventives pour les humains ou les animaux. Bien que souvent présents en quantités minuscules dans la plante, ce sont eux qui en constituent l'élément crucial. Ainsi, il est parfois nécessaire d'effectuer une extraction afin d'isoler la fraction de la plante qui présente un intérêt thérapeutique **(Oullali et Chamek, 2018)**.

I -3 -1 *Huile essentielle*

L'huile essentielle est un *extrait* végétal dérivé des plantes aromatiques qui contiennent dans leurs feuilles, fruits, graines, écorces ou racines de nombreuses molécules aromatiques constituant les principes actifs des plantes. Ces huiles, de consistance huileuse et plus ou moins fluides voire résineuses, sont très odorantes, volatiles et souvent colorées, allant du jaune pâle au rouge foncé voire au brun. Elles sont plus légères que l'eau, avec une densité variant de 0,750 à 0,990. Les *huiles essentielles* sont solubles dans l'alcool, l'éther, le chloroforme, les huiles, les émulsifiants et la plupart des solvants organiques, mais insolubles dans l'eau (**Bardeau, 2009**). Contrairement à ce que leur nom suggère, les huiles essentielles ne contiennent pas de corps gras comme les huiles végétales obtenues par pression (huile de tournesol, de maïs, d'amande douce, etc.) (**Antonetlobstein, 2005**).

I -3 -2 Les flavonoïdes

Le terme "*flavonoïd*e" désigne une vaste gamme de composés naturels appartenant à la famille des flavonoïdes, une catégorie de polyphénols comprenant plus de 9000 structures naturelles isolées et caractérisées (**Harbone, 1993**). Ces molécules sont réputées pour leurs diverses activités biologiques et sont omniprésentes dans presque tous les tissus végétaux, avec une grande diversité dans la nature (**Harbone, 1993**). Principalement, elles agissent comme des pigments et jouent un rôle dans les processus de défense contre les rayons UV, les herbivores et les attaques microbiennes (**Bruneton, 2015**).

Les flavonoïdes sont définis comme des composés partageant la même structure de base : C6-C3-C6 du diphénylpropane de type phényl-2-benzopyrane (**Rijke et al, 2006**). Leur squelette chimique commun est constitué de 15 atomes de carbone, formant deux noyaux

benzéniques A et B reliés par un cycle pyranique central C (figure 9). Les flavonoïdes diffèrent entre eux par la position des substitutions sur les noyaux A et B, ainsi que par la nature du cycle C. À l'état naturel, les flavonoïdes peuvent se présenter sous forme d'hétérosides (C- ou O-glycosides) (**Bruneton, 1999**), où ils sont liés à des sucres tels que le glucose, le rhamnose ou l'arabinose, et peuvent être des monomères ou des oligomères. Cependant, de manière générale, les flavonoïdes se trouvent à l'état libre, connus sous le nom d'aglycones (**Dacosta, 2003**).

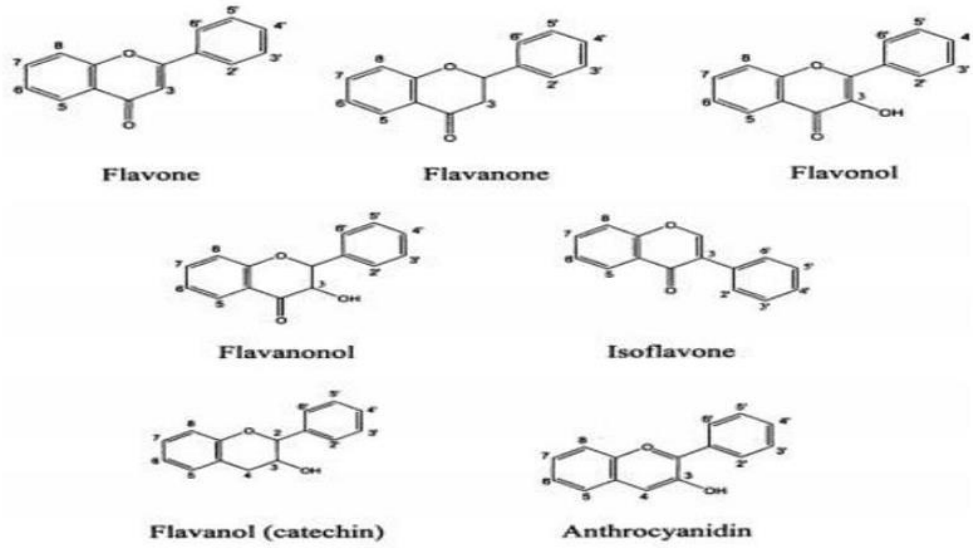


Figure 3 : Structures des différentes familles des flavonoïdes **(Chanforan, 2010)**

I -3 -3 Les tanins

Les tanins sont des oligomères hydrosolubles riches en groupements phénoliques et susceptibles de se lier ou de précipiter les protéines solubles dans l'eau (**Hagerman et Butler, 1989**). Ils sont principalement présents dans les tissus ligneux des plantes vasculaires, mais également dans les feuilles, les fleurs et les graines. Les tanins possèdent un goût très amer, ce qui les rend évités par la plupart des animaux (Buckingham et al, 2010). Ce sont des composés phénoliques complexes, avec des poids moléculaires variant de 500 à 3000 Da (**Bruneton, 2009 ; Medjidoub, 2013**).

Les tanins présentent de multiples activités biologiques. De nombreuses recherches ont montré que de nombreux tanins ont des propriétés antioxydantes, capables d'exceller dans la capture des radicaux libres et d'inactiver les ions pro-oxydants (**Bruneton, 1999**). D'autres tanins ont des effets antiseptiques importants, démontrant des propriétés antibactériennes, antifongiques et antivirales efficaces (**Chung et al, 1998**).

L'accumulation de ces molécules dans les plantes se produit principalement dans les vacuoles (**Pénicaud, 2009**). Il existe deux types de tanins en fonction de leur structure : les tanins hydrolysables et les tanins condensés (**Han et al, 2007**).

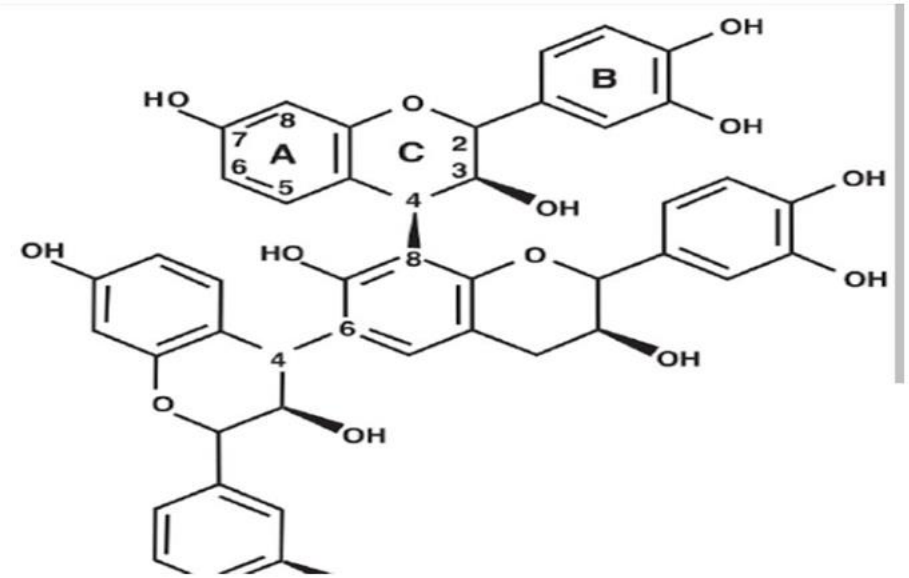


Figure 4 : structure chimique des tanins .(http://www.google.com/search.)

I -3 -4 Les coumarines :

Les coumarines sont formées par la cyclisation interchaînes de l'acide hydroxycinnamique. Elles jouent fréquemment un rôle écologique ou biologique et se trouvent naturellement, soit libres soit combinées avec des sucres, étant responsables de certaines odeurs.

I -3 -5 Anthocyanosides :

Ce sont des antioxydants puissants qui confèrent aux fruits et aux fleurs leur couleur bleue, rouge ou pourpre. Ils agissent en nettoyant l'organisme des radicaux libres. Ces pigments sont des dérivés du cation 2-phénylbenzopyrylium, plus communément appelé cation flavylium.

Les anthocyanes jouent un rôle crucial dans la physiologie végétale en tant qu'attracteurs d'insectes et dans la dispersion des graines (**Kerio et al., 2012**). Ils sont également réputés pour protéger les cellules végétales contre les rayons ultraviolets (UV), l'intensité

lumineuse élevée, le froid, le stress hydrique, les blessures, ainsi que pour leur défense contre les microbes et les phytopathogènes .

➢ I-4 Les travaux antérieurs sur les propriétés biologiques

I-4-1 Rendement et screening phytochimique

- Plusieurs recherches ont été menées pour évaluer les rendements obtenus sur différentes espèces d'eucalyptus telles que *E. globulus et E. camaldulensis*. Les résultats des études incluent ceux **d'Alghamdi et al. (2019)**, qui ont rapporté des rendements pour *E. camaldulensis* de 40.2 %, 34.8 % et 22.2 % pour les extraits éthanolique, méthanolique et aqueux respectivement. L'extrait éthanolique a montré un rendement supérieur par rapport aux autres extraits. En comparaison, **Shayoub et al. (2015)** ont obtenu des rendements pour *E. camaldulensis* de 9.34 % pour l'extrait éthanolique et de 6.54 % pour l'extrait aqueux, tandis que les extraits au chloroforme et éther de pétrole ont montré des rendements plus faibles à 3.82 % et 1.45 % respectivement**. Hassine et al. (2012)** ont observé un rendement élevé de 30.7 % pour l'extrait à base de hexane, suivi par des rendements de 9.0 % pour l'extrait éthanolique et 6.4 % pour l'extrait méthanolique. De même, Enfin, • **Aissani, S.,et al. (2017)** ont obtenu un rendement estimé à 8.63 % pour l'extrait aqueux de *l'Eucalyptus globulus*. Et Aissani, Sarra et al., 2017 avec un rendement estimé avec des valeurs la plus supérieure atteignant (61.6%) de l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus globulus* .

- Plusieurs études de criblage phytochimique ont été menées sur les extraits de diverses espèces d'eucalyptus, notamment *Eucalyptus camaldulensis et Eucalyptus globulus.* Les recherches ont révélé une diversité de métabolites secondaires présents dans ces plantes.. Par exemple, **Alghamdi et al. (2019**) ont trouvé des saponines, des tanins, des flavonoïdes, des glucides et des protéines dans tous les extraits de feuilles *d'E. camaldulensis*. En comparaison, **Shayoub et al. (2015)** ont identifié des tanins, des stérols, des triterpénoïdes, des saponines, des phénols et des flavonoïdes dans les feuilles de la même espèce, mais aucun alcaloïde, coumarine, glycoside ou anthraquinone n'a été détecté. Les études de

Chiamaka et al. (2019) ont révélé la présence de phénols, tanins, alcaloïdes, saponines, glycosides, terpènes, anthraquinones et flavonoïdes dans les extraits, indiquant une grande diversité de métabolites actifs dans ces plantes. Et Par exemple, **Ayepola et al. (2008)** ont identifié des tanins, des saponines et des glycosides cardiaques dans les extraits de feuilles *d'E. camaldulensis*, mais aucune trace d'anthraquinones ni d'alcaloïdes n'a été détectée**. Chuku et al. (2016)** ont trouvé des quantités modérées à élevées d'alkaloïdes, de saponines, de tanins, de flavonoïdes, de stéroïdes, de glucides et de glycosides cardiaques dans les extraits éthanoliques, méthanoliques et éther de pétrole de feuilles d'eucalyptus du Nigeria, mais aucun anthraquinone n'était présent. En revanche, les extraits de méthanol des feuilles *d'E. camaldulensis* en Iran, examinés **par Jouki et Khazaei et al. (2010),** contenaient des saponines, des tanins, des huiles volatiles et du baume, avec une absence de tanins hydrolysables, de flavonoïdes, d'alcaloïdes et de glycosides. Les recherches de **Singh et Thakur et al. (2016**) en Inde ont détecté des anthraquinones, des flavonoïdes, des saponines et des terpénoïdes dans les extraits méthanoliques de feuilles *d'E. camaldulensis, tandis* que les alcaloïdes, les glycosides cardiaques et les tanins étaient absents. Des tests phytochimiques sur les extraits aqueux, éthanoliques et méthanoliques de feuilles *d'Eucalyptus globulus* effectués par **Jamil, Kaiser et al. (2017)** ont montré la présence de tanins, de saponines, de terpinoïdes, de glycosides et d'alcaloïdes, avec les tanins et les terpinoïdes présents dans tous les extraits. En outre, les résultats de **Shag, Omer Adam et al. (2018)** sur les extraits *d'E. camaldulensis* ont confirmé la présence de composés phénoliques, de flavonoïdes, de stéroïdes, de tanins et de saponines, sans présence d'alcaloïdes. Enfin, les recherches menées par Abdoulaye, **Mahama et al. (2019)** ont mis en évidence la présence de flavonoïdes, de tanins, d'alkaloïdes et de saponines dans les extraits bruts à méthanol d'E. camaldulensis, avec une absence de stéroïdes.

I-4-2 Dosage des polyphénols totaux

- Plusieurs recherches ont été menées pour évaluer le dosage des polyphénols totaux dans différentes espèces *d'eucalyptu*s, telles que *E. globulus et E. camaldulensis*. **Abdoulaye, Mahama et al. (2019**) ont déterminé que les extraits bruts d'E. camaldulensis à l'acétone et au méthanol contenaient respectivement 1991,77±10,03b et 1995,88±4,33b ug GAE/g. **BEncheikh, Dalila et al. (2021)**

ont trouvé que les extraits aqueux *d'E. globulus* contenaient 280,63±0,11 ug GAE/g. Park, **Jae Yeon et al. (2023**) ont obtenu les valeurs les plus élevées et similaires pour des extraits éthanoliques à 10%, 30%, 50%, 70%, et 90%, avec des teneurs respectives de 422,0, 492,7, 497,7, 448,5 et 384,5 ug GAE/g. **Nile, Shivraj Hariram et al. (2018)** ont rapporté des teneurs variant entre 98,7 ± 1,23 et 242,5 ± 4,32 µg GAE/mg pour les solvants hexane, chloroforme et méthanol. **Remini, Hocine et al. (2016)** ont trouvé que les extraits bruts d'E. globulus contenaient 464,71 ± 1,52 ug GAE/g. **Limam, Hajer et al. (2021)** ont montré que l'Eucalyptus lehmannii possédait la plus haute teneur en polyphénols totaux (122,38 ± 1,12 ug GAE/g), suivi par Eucalyptus oxidantes, Eucalyptus erythrocorys et Eucalyptus melliodora avec des niveaux respectifs de 114,57 ± 2,63, 109,36 ± 2,37 et 77,74 ± 5,12 ug GAE/g. La plus faible teneur a été détectée dans Eucalyptus maidenii (16,59 ± 2,35 ug GAE/g), confirmant l'effet de la variation interspécifique. Enfin, Santos Ferreira et al. (2016) ont trouvé une teneur de 13 ug GAE/g dans les feuilles d'Eucalyptus globulus.

I-4-3 Activité antioxydante

Plusieurs études sur l'activité antioxydante des extraits de diverses espèces d'eucalyptus, notamment *Eucalyptus camaldulensis* et *Eucalyptus globulus*, ont révélé une diversité de résultats. Par exemple, **Hassine, Dorsaf Ben et al. (2012**) ont montré que l'extrait aqueux *d'Eucalyptus gillii* avait la plus grande activité antioxydante lors du test DPPH (IC50 = 11,4 ± 0,6 mg/L), suivi par les extraits méthanolique (IC50 = 12,9 ± 0,4 mg/L), éthanolique (IC50 = 17,3 ± 0,4 mg/L), acétonique (IC50 = 41,3 ± 2,1 mg/L), à l'éther de pétrole (IC50 = 537,3 ± 8,7 mg/L) et à l'hexane (IC50 = 815,8 ± 24,8 mg/L). **Chiamaka, Onukogu Stella et al. (2019)** ont obtenu une valeur de 244,98 ± 5,24 µg/mL pour l'extrait *d'Eucalyptus camaldulensis*, comparée à 79,64 ± 3,78 µg/mL pour l'acide ascorbique. Abdoulaye, **Mahama et al. (2019)** ont révélé que l'extrait méthanolique *d'E. camaldulensis* montrait la plus forte activité antioxydante avec un pourcentage d'inhibition supérieur à 80 % à une dose de 0,2 mg/mL. **Dezsi, Ștefan et al. (2015)** ont trouvé que *l'extrait d'E. globulus* avait un IC50 de 15,27 ± 1,77. Sharma, Arun Dev et al. (2021) ont montré que *l'extrait d'E. globulus* était comparable à l'acide ascorbique, avec une inhibition de 80 % à 100 µg/mL, contre 85 % pour l'acide ascorbique. **Limam, Hajer et al. (2021)** ont montré que l'extrait d'E. globulus avait un IC50 de 21,56 ± 2,25 µg/mL, et celui *d'E. camaldulensis* un IC50 de 15,66 ± 1,72 µg/mL. **Elena et Liaudanskas et al.**

(2018) ont trouvé que l'extrait méthanolique *d'E. globulus* avait la plus forte activité antioxydante, atteignant 1,6 mmol g^-1, tandis que l'extrait éthanolique avec acétone présentait 1 mmol g^-1.

I-4-4 Activité Antimicrobienne

Plusieurs recherches ont été menées pour évaluer l'activité antimicrobienne dans différentes *espèces d'eucalyptus,* telles *que E. globulus et E. camaldulensis*. Les résultats obtenus par divers chercheurs incluent ceux de **OO, Ayepola et al. (2008)**, qui ont montré, selon la méthode de diffusion sur tasse d'agar, que les extraits méthanoliques *d'E. camaldulensis* présentaient une plus grande activité contre Salmonella typhi, *Staphylococcus aureus et Bacillus subtilis* (15-16 mm) que contre *Klebsiella spp, Yersinia enterocolitica et Pseudomonas aeruginosa* (14 mm). **Hassine, Dorsaf Ben et al. (2012)** ont constaté que les extraits méthanoliques *d'Eucalyptus gillii* avaient la plus grande activité antimicrobienne, notamment contre *B. subtilis* (20 mm) *et S. aureus* (15 mm), avec L. monocytogenes montrant une inhibition de 16 mm. **Dezsi, Ștefan et al. (2015**) ont trouvé que les extraits *d'E. camaldulensis* avaient une activité antibactérienne significative in vitro contre *S. aureus* (8.1 ± 0.1 mm) et L. *monocytogenes* (10.1 ± 0.4 mm), mais faible contre *B. subtilis* (2.2 ± 0.2 mm), *E. coli* (2.3 ± 0.1 mm) et *S. typhimurium* (0 mm). **Jamil, Kaiser et al. (2017)** ont rapporté que les extraits méthanoliques *d'E. globulus* avaient la plus grande zone d'inhibition (12 mm) contre *S. aureus,* suivie de 10 mm *contre S. mutans*. **Abubakar, El-Mahmood Muhammad et al. (2010)** ont observé que les extraits aqueux *d'E. camaldulensis* montraient la plus faible activité antimicrobienne, avec des zones d'inhibition de 7 mm contre *E. coli,* 9 mm contre *K. pneumoniae, 13 mm contre P. mirabilis, 12 mm contre S. typhi et 12 mm contre S. aureus,* tandis que les extraits acétoniques présentaient une plus grande inhibition. **Chiamaka, Onukogu Stella et al. (2019)** ont trouvé que les extraits *d'E. camaldulensis* inhibaient la croissance de *Streptococcus pyogenes, Klebsiella pneumoniae, Pseudomonas aeruginosa, Staphylococcus aureus et Bacillus subtilis,* avec la plus grande zone d'inhibition (33,00 ± 1,90 µg/mL) contre *Pseudomonas aeruginosa*.

Chapitre 2

Matériel et méthodes

II.1. Présentation de la région d'étude

La récolte des feuilles des deux sous espèces d'*Eucalyptus sideroxylon* a été effectuée dans différentes régions : Medea , Bougazoul, Khemis Miliana, , Boumerdès et Blida

Nous avons mené notre collecte a partir cinq regions tout dabord a medea au lycée Zarrouk, situé dans la ville principale de la wilaya de Mèdèa, dans le nord-ouest de la région. Cette zone se trouve à proximité du Cimetière Zeboudja et de l'installation militaire de la Gendarmerie. La ville elle-même est positionnée à 90 km au sud-ouest d'Alger, à 48 km à l'est de Khemis Miliana, à 24 km au sud de Blida et à 42 km au nord de Ksar el Boukhari. Quant à Khemis Miliana, elle se situe à 20 km à l'est d'Aïn Defla, à 115 km à l'ouest d'Alger, à 68 km de Blida, à 50 km de Mèdèa et à 86 km de Chlef. Et La wilaya de Boumerdès, quant à elle, est localisée au nord de l'Algérie, bordant la mer Méditerranée. Elle est limitrophe de la wilaya de Tizi Ouzou à environ 70 kilomètres à l'est, de la wilaya d'Alger à environ 50 kilomètres à l'ouest, et de la wilaya de Bouira à environ 80 kilomètres au sud. Et Boghezoul, dans la wilaya de Médéa, se trouve au nord de l'Algérie, à environ 70 kilomètres de Médéa, 90 kilomètres de Djelfa, 100 kilomètres de Tissemsilt et 200 kilomètres de Laghouat. Enfin, la wilaya de Blida est également située au nord de l'Algérie, avec la ville de Blida positionnée à une latitude de 36.4701 degrés nord et une longitude de 2.8286 degrés est. Elle se trouve à environ 50 km d'Alger, 70 km de Boumerdès, 60 km de Médéa, 90 km d'Aïn Defla et 60 km de Tipaza. (**GOOGLE MAPS**)

le climat a medea est chaud et modéré, avec des pluies moins abondantes en été par rapport à l'hiver. La température moyenne atteint 18°C, et les précipitations annuelles avoisinent les 536 mm. À Khemis Miliana, le climat est chaud et sec en été, tandis qu'il devient froid en hiver, avec une moyenne annuelle de 26°C. Les températures mensuelles varient entre 16°C et 37°C, avec environ 737 mm de précipitations annuelles. Boumerdès connaît un climat froid et humide en hiver, contrastant avec la chaleur et la sécheresse estivales. Les températures mensuelles oscillent entre 18°C et 33°C, avec une moyenne annuelle de précipitations de 560 mm. Bougzoul bénéficie d'un climat méditerranéen tempéré chaud, avec une température moyenne annuelle de 15.9°C et des précipitations moyennes de 676.3 mm par an. Enfin, la wilaya de Blida présente un climat chaud et modéré, avec des pluies moins abondantes en été qu'en hiver, une température moyenne annuelle de 17.1°C et des précipitations moyennes de 641 mm. (**https://fr.tutiempo.net/climat/ws-604370.html**).



Figure 5 : mapcarta ; 2024

II.2. Matériel utilisé

II.2.1. Matériel végétal

Le *matériel végétal* examiné se compose de deux sous-espèces *d'Eucalyptus sideroxylon* : une à *fleurs rouges et l'autre à fleurs blanches*. La collecte des feuilles a été effectuée le matin pendant la période de décembre à janvier de 2022 à 2024, correspondant à la période de floraison. Les feuilles matures ont été récoltées à partir d'arbres situés à distance des bordures et présentant une santé optimale, exempt de toute maladie.

Les feuilles des *sous-espèces* étudiées ont été séchées à température ambiante pendant deux semaines dans un environnement sec et bien ventilé, à l'abri de la lumière et de l'humidité pour maintenir leur intégrité moléculaire. Ensuite, elles ont été réduites en une fine poudre, soigneusement conservée dans un bocal en verre jusqu'à leur utilisation ultérieure.

L'identification des *sous-espèces* a été réalisée par le *Dr. Kirouani* A du Département *SNV* de l'Université de Médéa, en collaboration avec des chercheurs de *l'Institut National*

de la Recherche Forestière (INRF) à Baïnem, Alger. Cette identification s'est appuyée sur le guide d'identification des *Eucalyptus* de Ritter (2014*). La reconnaissance botanique s'est basée sur l'observation du port, de la hauteur de l'arbre, de la ramification et du tronc. Des observations complémentaires en laboratoire ont été effectuées pour confirmer les *sous-espèces*, notamment l'examen des feuilles, des fleurs et des graines.

Eucalyptus sidéroxylon est un arbre de taille moyenne, mesurant entre 10 et 30 mètres de hauteur, doté d'une écorce noire profondément fissurée et d'un tronc souvent ramifié **(Costermans, 1983)**. La forme du tronc est généralement peu élaborée, ne représentant souvent pas plus de la moitié de la hauteur totale de l'arbre (**Figure06**). Sa couronne est arrondie à étalée. La sous-espèce précédemment connue sous le nom d'*E. Sidéroxylon ssp*. Tricarpe a été reclassée en tant qu'espèce distincte, *E. tricarpa* **(Calder , 2002)**. Cette espèce reclassée est typique des forêts ouvertes, présentant une meilleure croissance et atteignant une hauteur de 25 à 35 mètres **(Boland et al., 1984).**



Figure 6: *E. sidéroxylon* (red ironbark).

(https://www.semencesdupuy.com/eucalyptus/1333-eucalyptus-sideroxylon-rosea.html)

Les feuilles juvéniles sont disposées de manière opposée, de forme lancéolée-oblongue à linéaire, et peuvent être vertes, vert-gris ou glauques. Quant aux feuilles adultes, elles mesurent entre 60 et 140 mm de long pour 10 à 18 mm de large, sont alternes, lancéolées, pétiolées, de couleur verte terne, grise ou glauque, avec une nervure densément réticulée. Les inflorescences se composent de 3 à 7 ombelles axillaires fleuries sur des pédoncules minces de 15 à 20 mm de long (**Figure7)**.

Les fleurs, mesurant de 15 à 20 mm de diamètre, peuvent être blanches, roses, rouges ou jaune pâle, souvent abondantes et bien visibles, et apparaissent du début de l'automne jusqu'au milieu du printemps (**Figure7)**.

Les bourgeons, mesurant de 10 à 12 mm de long sur 4 à 6 mm de large, ont une forme ovoïde à losange et sont portés sur de longues tiges minces.





Figure 7 : les feuilles, boutons floraux de l'*Eucalyptus sidéroxylon*

(https://www.semencesdupuy.com/eucalyptus/1333-eucalyptus-sideroxylon-rosea.html)



Figure 8 : les graines d'*E. Sidéroxylon*

(FJpower, 2015 In. Hablal et Radi, 2018).

II.2.1.1 *Classification Botanique d'Eucalyptus sideroxylon*

- Domaine : Biota Endl.(D.Don)
- Règne : Plantae Haeckel, 1866
- Sous-Règne : Viridaeplantae

- Infra-Règne : Streptophyta John, Williamson & Guiry, 2011
- Classe : Equisetopsida C.Agardh, 1825
- Clade : Tracheophyta Sinnott ex Cavalier-Smith, 1998
- Clade : Spermatophyta
- Sous-Classe : Magnoliidae Novák ex Takht., 1967
- Super-Ordre : Rosanae Takht., 1967
- Ordre : Myrtales Juss. ex Bercht. & J.Presl, 1820
- Famille : Myrtaceae Juss., 1789
- Sous-Famille : Myrtoideae Sweet, 1827
- Tribu : Eucalypteae Peter G.Wilson, 2005
- Genre : *Eucalyptus L'Hér.*, 1789
- Espèce : *Eucalyptus sideroxylon A.Cunn. ex Woolls, 1887*
- Sous-Espèce : *Eucalyptus sideroxylon A.Cunn. ex Woolls, 1887 subsp. sideroxylon*

(https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/453244/tab/taxo)

II. 2.1.2. Souches microbiennes

Les *souches microbiennes* étudiées comprennent six (6) *souches bactériennes de l'ATCC* (*American Type Culture Collection*) et trois (3) *souches fongiques de l'ATCC*, fournies par *Saidal Antibiotical*. Sélectionnées pour leur forte pathogénicité et leur résistance aux *antibiotiques*, ces souches ont été maintenues par repiquage dans des milieux gélosés.

Tableau 2-1 : Les souches microbiennes utilisées

Souches microbiennes	Type de microorganisme	Type de Gram	Origine
Staphylococcus aureus	*Bactérie*	Gram+	*ATCC 25923*
Bacillus subtilis	*Bactérie*	Gram+	*ATCC 6633*
Staphylococcus epidermidis	*Bactérie*	Gram+	*ATCC 12228*
salmonella typhimurium	*Bactérie*	Gram-	*ATCC 14028*
Escherichia coli	*Bactérie*	Gram-	*ATCC 8739*

Pseudomonas aerugenosa	*Bactérie*	Gram-	*ATCC 9027*
Candida albicans	*Champignon*	/	*ATCC 10231*
Saccharomyces cerevisiae	*Champignon*	/	*ATCC 9763*
Aspergillus brasiliensis	*Champignon*	/	*ATCC 16404*

ATCC: American Type Culture Collection,

II.3. Méthodes

II.3.1. Préparation des extraits : méthanolique et éthanolique

Pour notre recherche, l'extraction des composés actifs a été réalisée par macération en utilisant à la fois le méthanol et l'éthanol

II.3.1.1. Mode opératoire

Une quantité de 40 g de *poudre d'Eucalyptus sideroxylon* à *fleur blanche et rouge* est mise à macérer dans 400 ml de méthanol et d'éthanol pour la préparation de 4 types *d'extrait méthanolique et éthanolique* des deux sous espèces, respectivement. Les mélanges obtenus ont été régulièrement agités pendant trois jours à température ambiante, puis filtrés en utilisant du papier filtre, le filtrat récupéré est concentré à sec sous pression réduite à 65°C dans un évaporateur rotatif (Photo). Les substances obtenues sous forme visqueuse sont stockées dans bocaux étanches à 4°C jusqu'à utilisation ultérieure (**Diabete et al., 2009 ;Anejka et Joshi, 2009 ; El-Haci et al., 2012**).

.



Photo 9 : l'évaporation de l'extrait méthanolique et éthanolique.

II.3.2.2. Calcul du rendement

Le rendement en *extrait méthanolique et aqueux* est le rapport entre la masse de l'extrait et la masse de la matière végétale utilisée. Il est calculé par la formule suivante :

$$\mathbf{R = P_e / P_p * 100}$$

D'où

R : Rendement

P_e : Poids de l'extrait utilisé en g

P_p : Poids de la plante en g

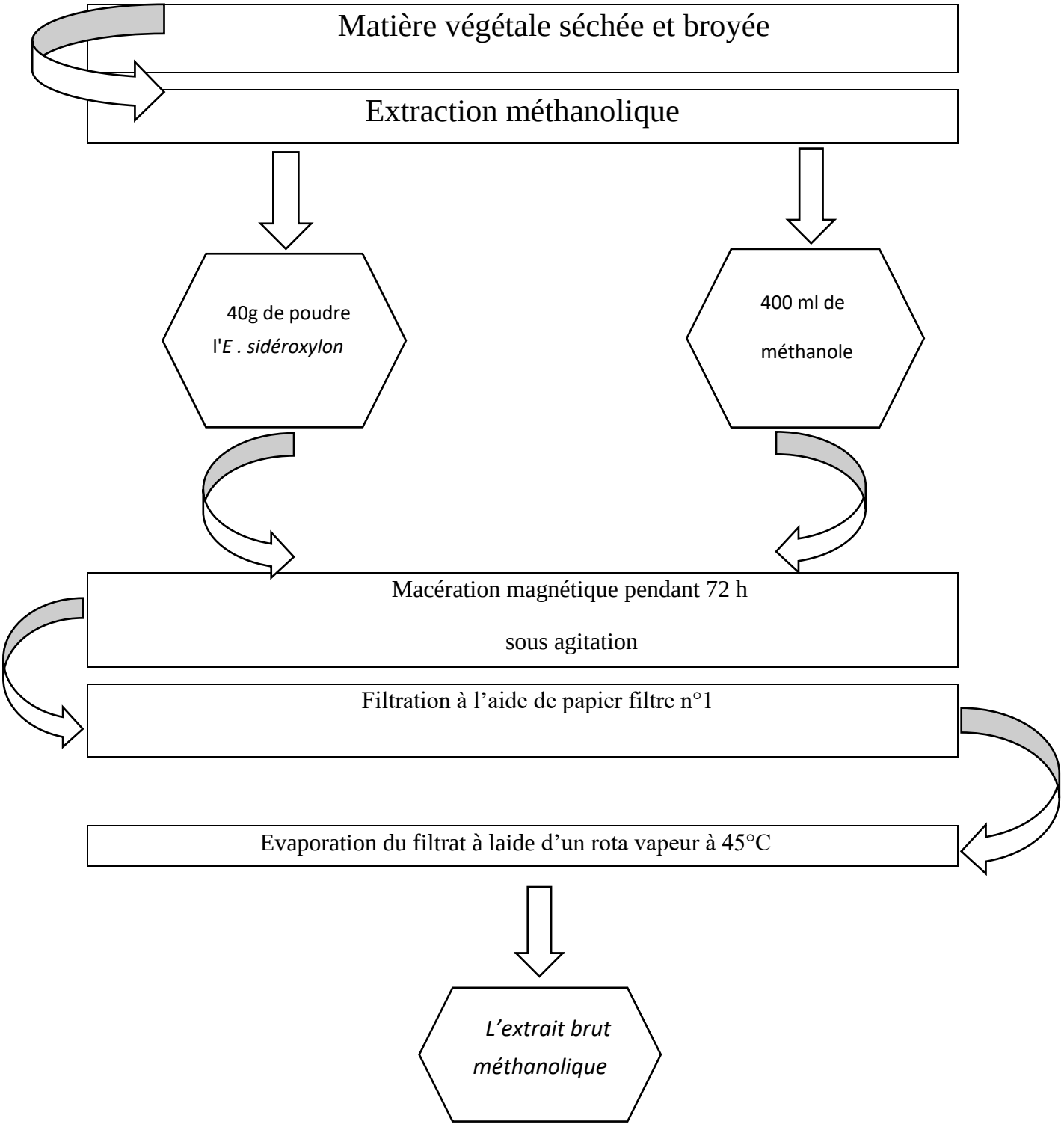


Figure 10 : Protocole général de l'extraction méthanolique **(El-Haci et al., 2012).**

II.3.3. Tests préliminaires du screening phytochimique

Le *screening phytochimique* permet d'identifier les différentes familles de composés chimiques présentes dans un échantillon de drogue. Les méthodes de caractérisation impliquent principalement une analyse qualitative, qui peut se baser soit sur la formation de complexes insolubles par des réactions de précipitation, soit sur la formation de complexes colorés par des réactions de coloration **(Badiaga, 2011).**

A / Détection des alcaloïdes

Les alcaloïdes ont été détectés en utilisant le réactif de Dragendorff de la manière suivante : 0,1 g de résidu a été dissous dans 6 ml d'éthanol à 60%. Lorsque deux gouttes du réactif de Dragendorff ont été introduites dans la solution alcoolique, la formation d'un précipité rouge-orangé ou brun-rougeâtre a confirmé un résultat positif au test.

B / Détection des stérols

En appliquant la réaction de Liebermann, un échantillon du résidu est dissous à chaud dans 1 ml d'anhydride acétique dans une capsule, puis transféré dans un tube à essai contenant 0,5 ml de H_2SO_4 concentré. La présence d'une coloration violette, suivie d'une évolution vers le bleu puis le vert, indique une réaction positive

C / Détection des saponosides

Deux grammes de matière végétale sèche et broyée sont employés pour préparer une décoction en les faisant bouillir dans 100 ml d'eau pendant 30 minutes. Après refroidissement et filtration, le volume est ajusté à nouveau à 100 ml. À partir de cette solution mère, 10 tubes de 1,3 cm de diamètre interne sont préparés en utilisant respectivement 1, 2, … 10 ml de solution, le volume final étant ajusté à 10 ml avec de l'eau distillée. Chaque tube est vigoureusement agité horizontalement pendant 15 secondes, puis laissé en position verticale pendant 15 minutes. Ensuite, la hauteur de la mousse persistante est mesurée en centimètres. Si elle atteint environ 1 cm dans le dixième tube, l'indice de mousse est calculé selon la formule suivante :

I = hauteur de la mousse (en cm) dans le dixième tube x 5 / 0,0x.

La présence de saponines dans la plante est confirmée si l'indice est supérieur à 100.

D/ Détection des Tanins

La détection des tanins se fait en ajoutant 1 ml de chaque extrait à 1 ml d'eau et à 1 ou 2 gouttes d'une solution de $FeCl_3$ diluée à 1%. La formation d'une coloration vert foncé ou bleu-vert indique la présence de tanins. Plus spécifiquement, une coloration vert foncé révèle la présence de tanins catéchiques, tandis qu'une coloration bleu-vert indique la présence de tanins galliques.

E / Détection des flavonoide

Pour réaliser le test, quelques gouttes d'acide chlorhydrique concentré et environ 0,5 gramme de magnésium métallique sont ajoutés à 2 ml de l'extrait. La présence d'une coloration rose-orange témoigne d'une réaction positive.

F/ Détection des Composés réducteurs (les sucres)

Pour détecter leur présence, on débute en versant 2 ml de l'extrait dans un tube à essai, puis on y ajoute 2 ml de la solution de Fehling. Ensuite, le mélange est chauffé au bain-marie pendant 8 minutes. La formation d'un précipité rouge brique témoigne de la présence de composés réducteurs.

G/ Détection des anthraquinones

Afin de détecter les anthraquinones, 10 ml de l'extrait ont été combinés avec 5 ml de NH_4OH à 10% dans un tube à essai, puis le mélange a été agité. L'apparition d'un anneau rouge indique la présence d'anthraquinones.

H / Détection des Protéines

Les résidus ont été testés pour la présence de protéines en utilisant la réaction de biuret. Une solution de $CuSO_4$ à 2% a été ajoutée à une portion des résidus dissous dans 2 ml de NaOH à 20% dans un tube à essai. La formation d'une teinte violette a confirmé une réaction positive.

I/ Détection des coumarines

Les coumarines ont été identifiées en réagissant avec leur cycle lactonique. Dans deux tubes à essai, 2 ml de solution éthanolique obtenue à partir de chaque résidu ont été placés. Dans l'un de ces tubes, 0,5 ml de NaOH à 10% ont été ajoutés avant de chauffer les tubes au bain-marie jusqu'à ébullition. Après refroidissement, 4 ml d'eau distillée ont été ajoutés à chaque tube. La positivité de la réaction a été évaluée en comparant la transparence du liquide dans le tube contenant la soude avec un témoin. En acidifiant la solution transparente avec quelques gouttes de HCl concentré, la coloration jaune a disparu, la solution est devenue trouble et un précipité s'est formé.

G/ Détection des quinones libres

Chaque extrait est combiné avec 2 ml de solution, auquel quelques gouttes de NaOH à 1% sont ajoutées. La détection d'une coloration rouge ou violette indique un résultat positif lors du test.

K / Détection des Glycosides cardiaques

Après l'ajout de 2 ml de chloroforme à 1 ml de l'extrait, l'observation d'une coloration brun-rougeâtre suite à l'addition de H2SO4 indique la présence de glycosides cardiaques.

II.3.4. Analyse phytochimique des extraits

II.3.4.1. *Dosage des polyphénols totaux* (analyse quantitative)

II.3.4.1.1. Principe

La concentration totale en *composés phénoliques* des *extraits méthanolique et éthanolique* de deux sous-espèces d'*Eucalyptu*s est mesurée par spectrophotométrie, utilisant la méthode du Folin-Ciocalteu (**Skerget et al., 2005**). Ce réactif, jaune, composé d'un mélange d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique, est réduit lors de l'oxydation des composés phénoliques, formant un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène. L'intensité de la couleur, absorbée au maximum entre 725 nm et 760 nm, est proportionnelle à la quantité de composés phénoliques oxydés présents dans les extraits (**Boizot et Charpentier, 2006**).

II.3.4.1.2. Mode opératoire

La quantité totale de *composés phénoliques* a été évaluée par spectrophotométrie en utilisant le réactif "*Folin-Ciocalteu"* (**Vázquez et al., 2015**). Un échantillon de 100 µl de l'extrait (à une concentration de 1 mg/ml) a été mélangé avec 500 µl du réactif *Folin-Ciocalteu* (préalablement dilué 10 fois), les solutions sont mixées durant une minute. Ensuite, 2 ml d'une solution de carbonate de sodium à 2% (Na2CO3) ont été ajoutés dans un tube à essai. Après agitation, le mélange a été incubé pendant 30 minutes dans l'obscurité, et l'absorbance a été mesurée à une longueur d'onde de 760 nm en utilisant un spectrophotomètre UV-visible (Figure). L'acide gallique a été utilisé comme standard

pour créer une courbe d'étalonnage. La teneur totale en phénols a été exprimée en milligrammes d'équivalents d'acide gallique par gramme de poids sec (mg GAE / g DW).

II.3.4.1.3. Expression des résultats

Les résultats sont présentés en milligrammes d'équivalent acide gallique par gramme de matière sèche (mg EAG/g), calculés à l'aide de l'équation de régression dérivée de la courbe d'étalonnage de l'acide gallique. Chaque test a été réalisé en trois répétitions.

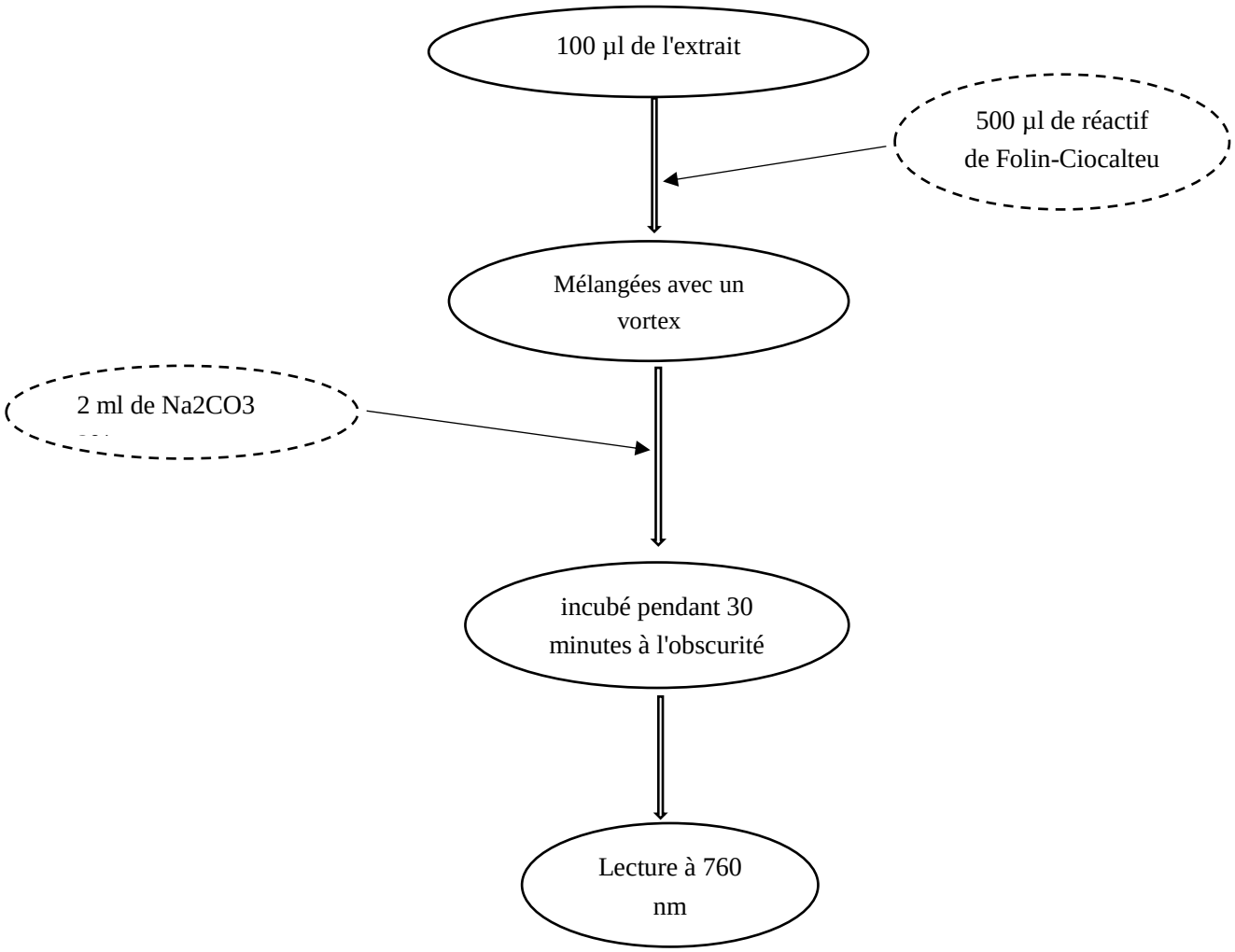


Figure 11 : Protocole de dosage des composés phénoliques totaux

II.3.5. Etude des activités biologiques

II.3.5.1. Evaluation de l'activité antioxydante

L'activité antioxydante des extraits étudiés des deux sous espèces d'*Eucalyptus* est évaluée quantitativement par le *piégeage du radical libre DPPH.*

II.3.5.1.1. Principe

Cette méthode repose sur la réduction d'un radical libre, le *2,2'-Diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH),* en présence d'un antioxydant donneur. L'antioxydant est converti en forme d'hydrazine en acceptant un atome d'hydrogène. La réduction du *DPPH* par l'antioxydant peut être surveillée par spectrophotométrie, en mesurant la diminution de l'absorbance à 517 nm due à la présence *de l'antioxydant* (**Burits et Bucar, 2000**). Initialement violet, le *DPPH* perd sa couleur lorsque son électron célibataire est apparié (Figure12). Cette disparition de couleur reflète la capacité des composés phénoliques à piéger ces radicaux libres, indépendamment de toute activité enzymatique .

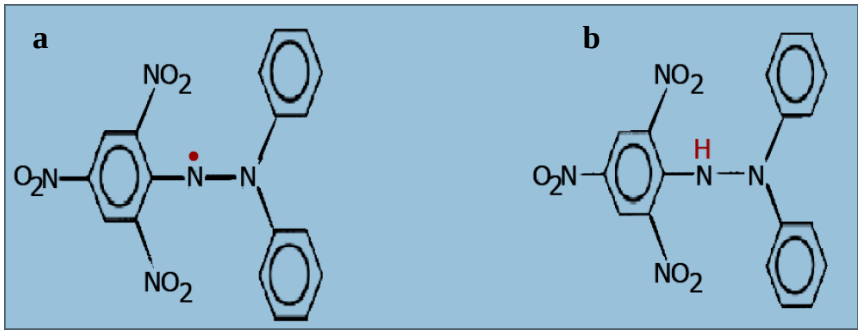


Figure 12 : Forme libre et réduite du 2,*2- diphényle-1-picrylhydrazyl* (*DPPH*) (Molyneux 2004). **a** : *DPPH radical libre, **b** : DPPH réduit*

II.3.5.1.2. Mode opératoire

La méthode décrite par **Sanchez-Moreno et al. (1998**) est employée pour évaluer la capacité des *extraits à neutraliser le radical libre DPPH,* suivie par le calcul de l'IC50. Pour ce faire, des solutions mères des extraits sont préparées dans du méthanol à une concentration de 0,5 mg/ml. Ensuite, une série de dilutions est effectuée pour obtenir des concentrations allant de 0,03125 à 0,25 mg/ml. Cinquante microlitres de chaque solution

méthanolique sont mélangés avec 1950 µl d'une solution méthanolique de *DPPH* fraîchement préparée (0,025 g/l). En parallèle, un contrôle négatif est préparé en mélangeant 50 µl de méthanol avec 1950 µl de la solution méthanolique de DPPH. Après une incubation de 30 minutes à l'obscurité et à température ambiante, la lecture de l'absorbance est réalisée à 515 nm en comparaison avec un blanc. Le contrôle positif consiste en une solution d'un antioxydant standard : l'acide ascorbique. Son absorbance est mesurée dans les mêmes conditions que celles des échantillons

II.3.5.1.3. Expression des résultats

La capacité antioxydante est exprimée en pourcentage d'inhibition du radical par la formule suivante :

$$\mathbf{I\ (\%) = ((A_c - A_t)\ /A_c)*100}$$ D'où

I (%) : capacité antioxydante

A_c : absorbance du contrôle

A_t : absorbance du test effectué.

Calcul de l'IC50

L'IC50 (concentration inhibitrice médiane) correspond à la concentration *d'extrait o*u d'huile essentielle nécessaire pour réduire l'activité du DPPH de 50 %. Elle est déterminée graphiquement en effectuant une régression linéaire du graphe qui relie le pourcentage d'inhibition aux différentes concentrations des échantillons testés (**Molyneux, 2004**). Une faible valeur d'IC50 indique une capacité élevée à neutraliser le radical libre DPPH.

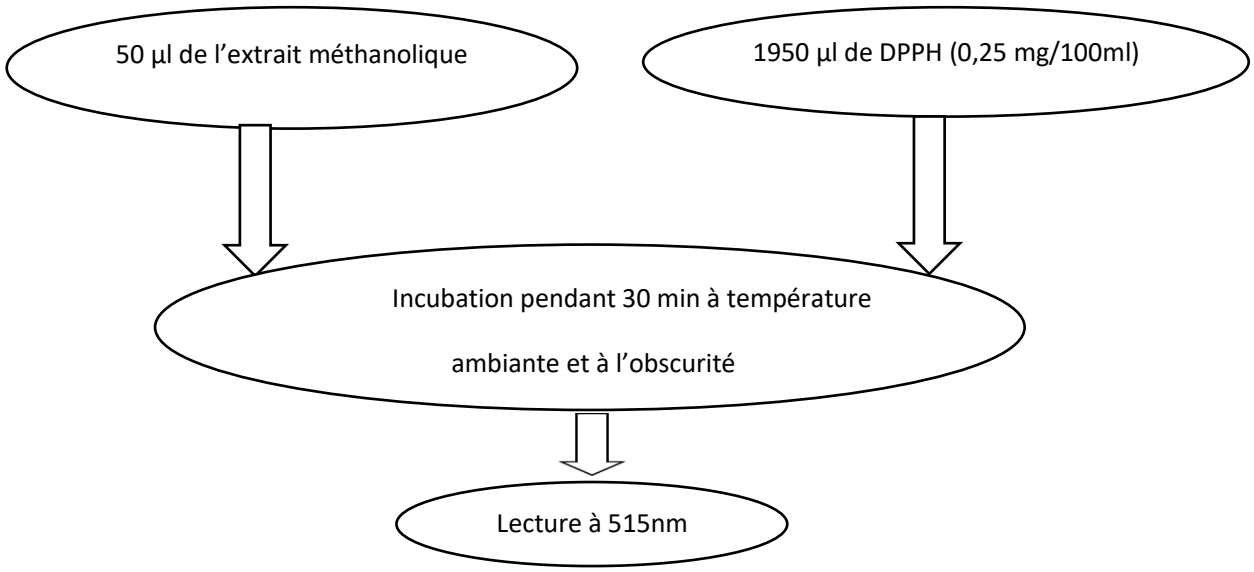


Figure 13 : Protocole d'étude de l'activité antiradicalaire.

II.3.5.2. Evaluation de l'activité antimicrobienne des extraits méthanoliques et éthanoliques

II.3.5.2.1. *Activité antibactérienne*

La méthode de diffusion sur disque

L'étude de *l'activité antibacérienne* des *extraits* méthanolique, et éthanoliques des deux sous espèces d'*Eucalyptus* contre *les six souches bactérienne* (Tableau 2 .1) a été évaluée qualitativement par la méthode de diffusion sur disque (aromatogramme) afin de tester la sensibilité de ces *souches bactériennes.*

L'aromatogramme est une méthode inspirée de *l'antibiogramme,* il permet de déterminer l'activité inhibitrice des *extraits* par mesure du diamètre d'inhibition autour d'un disque imprégné de ces produits (**Vincent, 1991**).

Préparation des disques

Le papier Whatman n°1 est utilisé pour préparer les disques de 6 mm de diamètre (Figure 14). Une fois préparés, les disques sont placés dans un flacon en verre et stérilisés par autoclavage à 120°C pendant 20 minutes afin de prévenir toute contamination (**Le Minor et Veron, 1989**).





Figure 14 : Préparations des disques (originale).

Conservation des souches

Les *souches bactériennes* sont maintenues par repiquage sur gélose nutritive. Après une incubation de 24 heures à 37°C, elles sont conservées à 4°C dans des boite de pétrie contenant de la gélose nutritive.

Choix de l'antibiotique

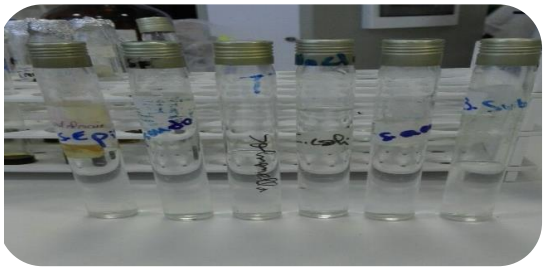
Nous avons opté pour l'utilisation de la *Gentamycine* à une concentration de 10µg par disque dans notre étude en raison de son large spectre d'action. En effet, cet antibiotique est efficace à la fois contre les *bactéries Gram positif et Gram négatif*, ce qui permet d'évaluer la sensibilité de l'ensemble des *bactéries* étudiées à cet *antibiotique*.

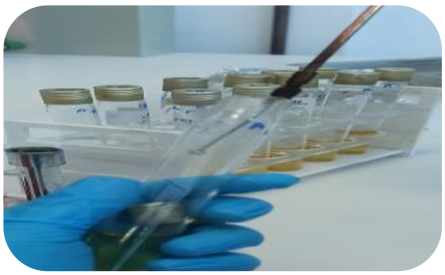
Préparation des précultures

Les souches bactériennes, conservées à 4°C dans des tubes stériles contenant de la gélose nutritive, ont été réactivées dans du *bouillon nutritif* et incubées à 37°C pour vérifier leur viabilité. Après 24 heures, des gouttelettes de la suspension ont été ensemencées par stries sur de la gélose nutritive, puis incubées pendant 18 à 24 heures à 37°C.

Préparation de la suspension bactérienne

Après incubation, les colonies bien isolées et similaires sont suspendues dans de l'eau physiologique stérile à 0,9% de NaCl. Cette *suspension bactérienne* est homogénéisée à l'aide d'un vortex, puis la densité optique est standardisée à 0,5 sur l'échelle de *McFarland* à l'aide d'un spectrophotomètre réglé sur une longueur d'onde de 625 nm. La densité optique cible doit se situer entre 0,08 et 0,1, correspondant à une concentration de 10^7 à 10^8 UFC/ml selon *McFarland*. Si l'inoculum est trop faible, de la culture peut être ajoutée, tandis que s'il est trop fort, de l'eau physiologique stérile peut être ajoutée pour ajustement (Figure ,a,b,c), conformément aux travaux de recherche antérieurs (**Athamena et al., 2010 ; Karata et Ertekin, 2010 ; Sarac et Ugur, 2007**).





(A) (B)



(C)

Figure 15 : Préparation de la suspension bactérienne (Originale).

Préparation des dilutions des extraits testés

Une solution mère des *extrait*s méthanoliques et éthanoliques des deux sous-espèces, à une concentration de 200 mg/ml, a été préparée en utilisant le solvant organique *DMSO*. À partir de cette solution mère, des dilutions successives ont été réalisées, chaque dilution réduisant de moitié la concentration initiale, couvrant ainsi une gamme de concentrations allant de 200 mg/ml à 25 mg/ml.

Ensemencement

Dans des boîtes de Pétri, le milieu de culture *gélosé Mueller-Hinton* en surfusion est versé aseptiquement à raison de 15 ml par boîte. Après refroidissement et solidification sur la paillasse, un écouvillon stérile imprégné de la suspension bactérienne, récemment préparée à une concentration d'environ 10^8 UFC/ml, est étalé sur la surface de la gélose à trois reprises. Après chaque application, la boîte est tournée d'environ 60 degrés, et l'écouvillon est pivoté sur lui-même. L'ensemencement est finalisé en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose pour garantir une distribution uniforme de l'inoculum (Figure 16). Ensuite, toutes les boîtes sont laissées sécher pendant 5 minutes.



Figure 16 : L'ensemencement par écouvillonnage (Originale).

Application des disques

Des disques blancs stériles de 6 mm de diamètre sont imprégnés avec les extraits d'*Eucalyptus siderroxylon* en plaçant simplement le bout du disque en contact avec les extraits, permettant ainsi une absorption progressive jusqu'à l'imprégnation complète. Ensuite, ces disques sont déposés à la surface de la gélose à l'aide d'une pince bactériologique stérile. Le disque d'*antibiotique* (Gentamycine) est également déposé sur la gélose avec une pince bactériologique stérile, servant de contrôle positif (Figure17). De même, des disques blancs stériles de 6 mm de diamètre, imprégnés de *DMSO*, sont placés sur la gélose avec une pince bactériologique stérile, *le DMSO* étant utilisé comme contrôle négatif.



Figure 17: dépôt des disques dans les boites (Originale).

Incubation

Toutes les boîtes de Pétri sont scellées avec du parafilm stérile pour prévenir l'évaporation des extraits. Elles sont ensuite maintenues à 4°C pendant 2 heures, puis incubées à 37°C pendant 24 heures. Chaque essai a été réalisé en triplicata pour chaque espèce bactérienne.

La méthode des puits (ou méthode des puits de diffusion)

Cette méthode est largement utilisée en microbiologie pour évaluer l'activité des antibiotiques, des extraits naturels et des composés synthétiques contre diverses souches microbiennes. Le principe consiste à inoculer uniformément une gélose solidifiée avec une suspension de micro-organismes, puis à créer des puits (trous) a l'aide une pipette en remplissant chaque puits avec une quantité mesurée de l'extraits *d'Eucalyptus siderroxylon* **Ayepola, O.O., et al. (2008)**

Mode opératoire

Des boîtes de Pétri contenant du *milieu Mueller Hinton agar* sont stérilement ensemencées avec une suspension de 10^6 cellules/ml ; provenant de cultures jeunes de bactéries, en utilisant un écouvillon. Après séchage, la gélose est perforée au centre avec la partie supérieure d'une pipette Pasteur. Les cavités ainsi formées sont ensuite remplies avec une solution des extraits de différentes concentrations. Les boîtes sont incubées dans une étuve à 37°C pendant 24 heures (Figure18).

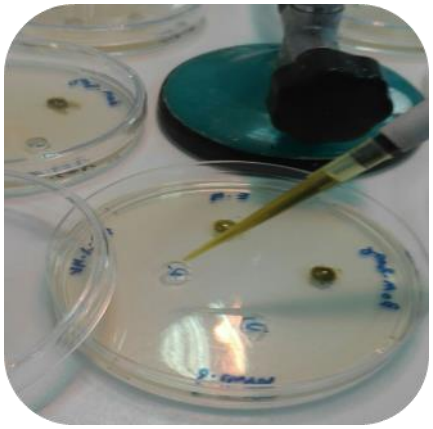


Figure 18 : Méthode des puits (Originale)

Expression des résultats

Après la période d'incubation, la valeur des diamètres d'inhibition où les *microorganismes* testés n'ont pas poussés (zone d'inhibition visible) est mesurée à l'aide d'un pied de coulisse ou une règle graduée en mm. La sensibilité des *souches* testées vis-à-vis *l'extrait e*st classé selon les diamètres des halos d'inhibition (**Ponce et al., 2003**).

- Diamètre inférieur à 8mm : non sensible (-) ou résistante
- Diamètre compris entre 9 à 14mm : sensible (+)
- Diamètre compris entre 15 à 19mm : très sensible (++)
- Diamètre supérieur 20mm : extrêmement sensible (+++)

II.3.5.2.2. Activité antifongique

L'évaluation de *l'activité antifongique* in vitro des extraits vis-à-vis les *souches fongiques* testées est réalisée par la méthode de diffusion sur milieu solide.

Conservation des souches

Les souches fongiques sont conservées à 5°C dans des tubes contenant le *milieu PDA incliné.*

Test antifongique

Des colonies bien isolées obtenues à partir d'une culture pure fraîchement préparée, incubées pendant 48 heures à 25°C, ont été prélevées et suspendues dans de l'eau physiologique saline (0,9 %). La suspension fongique ainsi obtenue devrait être uniforme, et la densité optique a été mesurée à une longueur d'onde de 625 nm à l'aide d'un spectrophotomètre pour standardiser la concentration de spores à 10^7 spores/ml. On estime qu'une densité optique de 0,08 à 0,10 correspond à cette concentration. Pour l'ensemencement, des disques stériles de 6 mm de diamètre, imprégnés des produits à tester, sont déposés dans des boîtes après séchage. Ces boîtes sont laissées sur la paillasse pendant 30 minutes pour permettre une diffusion optimale de l'extrait dans l'agar, puis transférées dans une étuve à 25°C pendant 48 heures. L'antifongique Nystatine a été utilisé comme témoin positif.

Trois répétitions sont réalisées pour chaque concentration afin de réduire l'erreur expérimentale. L'activité antifongique est évaluée par l'apparition de zones d'inhibition autour des disques.

II.4. Analyse statistique

Les données de certaines variables étudiées ont été soumises à une analyse de variance à deux facteurs en utilisant l'option 'Factorial ANOVA' incluse dans le logiciel STATISTICA Version 8.0 (2007). Pour chaque région, *extrait (méthanolique ou éthanolique*) et *sous espèce* (rouge ou blanche), l'effet analysé est l'interaction « *souche microbienne X concentration* ». Des comparaisons ont été effectuées, en effet, pour chaque extrait à la concentration de la solution mère, l'interaction « *sous espèce X souche microbienne »* a été analysée. De même, pour chaque région et sous espèce, la comparaison entre les deux extraits à la concentration de la solution mère a été étudiées.

Pour chaque type d'analyse, le logiciel génère des graphes traitant la variation entre deux facteurs. Des courbes de types « spider » ont été aussi générées par l'Excel version 2021 afin de tester la résistance et la sensibilité des *souches microbiennes.*

La comparaison des moyennes pour toutes les variables étudiées, est faite en référence à la plus petite différence significative (PPDS) au seuil de 5% en utilisant le test de Fisher.

Les valeurs de Probabilité « P » supérieures à 0.01 et inférieures ou égales 0.05 sont considérées significatives. Supérieures à 0.001 et inférieures ou égales 0.01 sont considérées hautement significatives. Inférieures à 0.001 sont considérées très hautement significatives.

CHAPITRE 3

Résultat et discussion

III – 1 Etude phytochimique des extraits méthanolique et éthanolique des deux sous espéce de *l'E.siderroxylon*

III 1– 1 Rendement

Le rendement en *extraits méthanolique et éthanolique* est exprimé en pourcentage de la matière végétale sèche. Il est variable selon différents facteurs comme le séchage de la matière végétale, le broyage et la durée d'extraction. Le rendement de *l'extraits méthanolique et ethanolique* de notre espèce est indiqué dans le tableau III– 1 , III–2 , III–3 , III–4 ET III–5

Tableau III– 1 : Rendement de l' extrait éthanolique et méthanolique *d'E.siderroxylon* dans la région de Boumerdes

BOUMERDES FLEURS BLANCHES :	**BOUMERDES FLEURS ROUGE**
Extrait éthanolique	*Extrait éthanolique*
Poids : 16.3g	Poids : 19g
Rendement : 40,75 %	Rendement :47,5%
Extrait méthanolique	*Extrait méthanolique*
Poids :19,4g	Poids :17,7g
Rendement : 48,5%	Rendement : 44,25%

Tableau III–2 : Rendement de l'extrait éthanolique et méthanolique *d'E.siderroxylon* dans la région de Bougezoul

BOUGEZOUL FLEURS BLANCHE	**BOUGEZOUL FLEURS ROUGE**
Extrait éthanolique	*Extrait éthanolique*
Poids :31.2g	Poids : 14g
Rendement :78%	Rendement : 35%
Extrait méthanolique	*Extrait méthanolique*
Poids : 18,5 g	Poids :11g

Rendement : 46,25%	Rendement : 27,5%

Tableau III–3 : Rendement de l'extrait éthanolique et méthanolique *d'E.siderroxylon* dans la région de MEDEA fleur rouge et rose et blanche

MEDEA FLEURS BLANCHE	**MEDEA FLEURS ROUGE**	**MEDEA FLEURS ROSE**
Extrait éthanolique	*Extrait éthanolique*	*Extrait éthanolique*
Poids : 14g	Poids : 17g	Poids :19g
Rendement :35%	Rendement :42,5%	Rendement :47,5%
Extrait méthanolique	*Extrait méthanolique*	*Extrait méthanolique*
Poids : 17,7g	Poids :18,4g	Poids :19,4g
Rendement : 44,25%	Rendement :46%	Rendement :48,5%

Tableau III–4: Rendement de l'extrait éthanolique et méthanolique *d'E.siderroxylon* dans la région de Khemis

KHEMIS FLEURS BLANCHE	**KHEMIS FLEURS ROUGE**
Extrait éthanolique	*Extrait éthanolique*
Poids : 18 .3g	Poids : 11,3 g (36g)
Rendement : 45,75%	Rendement : 31,38 %
Extrait méthanolique	*Extrait méthanolique*

Poids :20,2g	Poids : 19,9g
Rendement :50,5%	Rendement :49,75%

Tableau III–5 : Rendement de l'extrait éthanolique et méthanolique *d'E.siderroxylon dans la région de Blida*

BLIDA FLEURS BLANCHE	**BLIDA FLEURS ROUGE**
Extrait éthanolique	*Extrait éthanolique*
Poids : 18.5g	Poids : 17.8g
Rendement : 46.66%	Rendement : 40.74%
Extrait méthanolique	*Extrait méthanolique*
Poids : 19.8g	Poids : 20.6g
Rendement : 49.7%	Rendement : 43.9%

Les pourcentages de rendement des *extraits méthanoliques et éthanoliques d'E. sideroxylon* varient entre 27,5 % et 78 % dans diverses régions d'Algérie. Dans les zones de Médéa et de Khemis et Blida, les *extraits méthanoliques* surpassent ceux *éthanoliques.* À Boumerdes, les rendements en *extrait methanolique et éthanolique* sont élevés, ce qui suggère des conditions d'extraction favorables. Les *fleurs blanches* de Boughezoul présentent des rendements plus élevés que les fleurs rouges, tandis qu'à Médéa, les *fleurs roses* pourraient surpasser les rouges et les blanches en rendement. En général, les *fleurs blanches* ont tendance à offrir des rendements supérieurs aux *fleurs rouges* dans toutes les régions étudiées.

Étant donné le manque d'informations disponibles sur *l'espèce Eucalyptus siderroxylon*, nous nous baserons sur des espèces apparentées telles que Eucalyptus globulus et *Eucalyptus camaldulensis*. Par ailleurs, dans une étude menée par Alghamdi et ses collègues en 2019, des rendements de 40,2 % et 34,8 % *pour l'extrait éthanolique et méthanolique* respectivement ont été obtenus. Aissani, Sarra et d'autres chercheurs, en 2017, ont quant à eux trouvé un rendement de 61,6 % pour *l'extrait méthanolique*. Le premier résultat est comparable à celui de notre recherche sur notre espèce, tandis que le second affiche une légère supériorité. Shayoub, Mohamed El Hasan et ses collègues (2015), Hassine, Dorsaf Ben et al. (2012), ainsi que Belbachir, Khadidja Abiret et d'autres chercheurs (2019) ont obtenu des rendements inférieurs aux nôtres. Leurs résultats incluent des rendements de 9,34 % pour *l'extrait éthanolique*, 9,0 % et 6,4 % pour les *extraits éthanoliques et méthanoliques* respectivement, ainsi que 19 % et 10,08 % pour *les extraits méthanoliques et éthanoliques*. En revanche, nos résultats demeurent relativement proches de ceux obtenus par Alghamdi et ses collaborateurs (2019) et Aissani, Sarra et al. (2017).

En résumé, plusieurs études ont confirmé que les fluctuations observées dans le rendement en extrait peuvent être attribuées non seulement à l'origine de la plante mais également à l'imbrication d'une multitude de facteurs (biotique et abiotique). Parmi ces facteurs, nous pouvons citer la *température, l'humidité relative*, la durée totale d'insolation et aux méthodes d'extraction.

III.1.2. Tests biochimiques préliminaires

Le *screening phytochimique* des deux *extraits méthanolique et ethanolique* a permis, qualitativement, la mise en évidence des différentes classes des métabolites secondaires de l'espèce *E.Siderroxylon* dont les résultats sont rassemblés dans les tableaux

Extraits méthanolique

Tableau 06 : Résultats du screening phytochimique de l'extrait méthanolique Pour la région de Boumerdès fleur rouge et fleur blanche

Métabolites secondaires	Bougezoul fleur rouge	Bougezoul fleur blanche
Tanins catéchiques	+	+

Flavonoides	+	+
Glycosides cardiaques	+	+
Quinones	-	-
Anthraquinones	+	+
Protéines	-	-
polyTerpènes	-	-
Coumarines	+	+
Alcaloïdes	_	_
Composés réducteurs	_	_
Saponosides	+	+

Tableau 07 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de Bougezoul fleur rouge et fleur blanche

Métabolites secondaires	Bougezoul fleur rouge	Bougezoul fleur blanche
Tanins catéchiques	+	+
Flavonoides	+	+
Glycosides cardiaques	+	+
Quinones	-	-
Anthraquinones	+	+
Protéines	-	-

polyTerpènes	-	-
Coumarines	+	+
Alcaloïdes	_	_
Composés réducteurs	_	_
Saponosides	+	+

Tableau 08 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de medea fleur rouge et blanche et rose

Métabolites secondaires	medea fleur rouge	medea fleur blanche	medea fleur rose
Tanins catéchiques	+	+	+
Flavonoides	+	+	+
Glycosides cardiaques	+	+	+
Quinones	-	-	-
Anthraquinones	+	+	+
Protéines	-	-	-
polyTerpènes	-	-	-
Coumarines	+	+	+
Alcaloïdes	_	_	_
Composés réducteurs	_	_	_

Saponosides	+	+	+

Tableau 09 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de khemis fleur rouge et blanche

Métabolites secondaires	Khemis fleur rouge	khemis fleur blanche
Tanins catéchiques	+	+
Flavonoides	+	+
Glycosides cardiaques	+	+
Quinones	-	-
Anthraquinones	+	+
Protéines	-	-
polyTerpènes	-	-
Coumarines	+	+
Alcaloïdes	_	_
Composés réducteurs	_	_
Saponosides	+	+

Tableau 10 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de Blida fleur rouge et blanche

Métabolites secondaires	Blida fleur rouge	Blida fleur blanche
Tanins catéchiques	+	+
Flavonoides	+	+
Glycosides cardiaques	+	+
Quinones	-	-
Anthraquinones	+	+
Protéines	-	-

polyTerpènes	-	-
Coumarines	+	+
Alcaloïdes	–	–
Composés réducteurs	–	–
Saponosides	+	+

Extrait éthanolique

Tableau 11 : Résultats du screening chimique de l'extrait éthanolique Pour la région de bougazoul fleur rouge et fleur Blanche

Métabolites secondaires	**Boumerdès fleur rouge**	**Boumerdès fleur blanche**
Tanins catéchiques	+	+
Flavonoides	+	+
Glycosides cardiaques	+	+
quinones	+	+
Anthraquinones	+	+
Protéines	-	-
polyTerpènes	+	+
Coumarines	+	+
Alcaloïdes	–	–
Composés réducteurs	–	–
Saponosides	+	+

Tableau 12 : Résultats du screening chimique de l'extrait éthanolique Pour la région de Boumerdès fleur rouge et fleur blanche

Métabolites secondaires	Boumerdès fleur rouge	Boumerdès fleur blanche
Tanins catéchiques	+	+
Flavonoides	+	+
Glycosides cardiaques	+	+
quinones	+	+
Anthraquinones	+	+
Protéines	-	-
polyTerpènes	+	+
Coumarines	+	+
Alcaloïdes	_	_
Composés réducteurs	_	_
Saponosides	+	+

Tableau 13 : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de Medea fleur rouge et blanche et rose

Métabolites secondaires	Medea fleur rouge	Medea fleur blanche	Medea fleur rose
Tanins catéchiques	+	+	+
Flavonoides	+	+	+
Glycosides cardiaques	+	+	+
quinones	+	+	+
Anthraquinones	+	+	+
Protéines	-	-	-
polyTerpènes	+	+	+
Coumarines	+	+	+

Alcaloïdes	_	_	_
Composés réducteurs	_	_	_
Saponosides	+	+	+

Tableau 14: Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de khemis fleur rouge et blanche

Métabolites secondaires	Khemis fleur rouge	khemis fleur blanche
Tanins catéchiques	+	+
Flavonoides	+	+
Glycosides cardiaques	+	+
quinones	+	+
Anthraquinones	+	+
Protéines	-	-
polyTerpènes	+	+
Coumarines	+	+
Alcaloïdes	_	_
Composés réducteurs	_	_
Saponosides	+	+

Tableau 15a : Résultats du screening chimique de l'extrait méthanolique Pour la région de Blida fleur rouge et blanche

Métabolites secondaires	Blida fleur rouge	Blida fleur blanche
Tanins catéchiques	+	+
Flavonoides	+	+

Glycosides cardiaques	+	+
quinones	+	+
Anthraquinones	+	+
Protéines	-	-
polyTerpènes	+	+
Coumarines	+	+
Alcaloïdes	–	–
Composés réducteurs	–	–
Saponosides	+	+

Nos recherches ont révélé que les *extraits méthanoliques et éthanoliques d'Eucalyptus sideroxylon* contiennent la majorité des *métabolites secondaires* examinés, à l'exception des *protéines, des alcaloïdes, et des composés réducteurs* pour les deux types *d'extraits.* Plus précisément, *les extraits méthanoliques* présentent également une absence de *quinones et de polyterpènes.* Nos propres résultats confirment l'absence *d'alcaloïdes,* ce qui suggère une similarité dans la composition chimique des plantes de cette même région géographique par rapport à l'étude de Chuku et al en (2016) Sur *d'E. camaldulensis* .

Nos résultats sont en accord avec cette étude en ce qui concerne l'absence *d'alcaloïdes,* mais divergent en ce qui concerne la présence *de tanins et de flavonoïdes* par rapport à l'étude de Jouki et Khazaei (2010). Les résultats de Singh et Thakur (2016) diffèrent également des nôtres, notamment en ce qui concerne les *anthraquinones et les tanins,* suggérant des variations géographiques dans la composition chimique des extraits.

Les résultats d'une autre étude menée par Shag, Omer Adam et al. (2018) sur *les extraits* bruts *d'Eucalyptus camaldulensis* ont confirmé la présence de certains composés comme les *phénols, les flavonoïdes, les stéroïdes, les tanins et les saponines,* mais pas *d'alcaloïdes.* Cette absence d'alcaloïdes est cohérente avec nos résultats.

Cependant, une étude ultérieure menée par Abdoulaye, Mahama et al. (2019) sur les extraits bruts à méthanol *de E. camaldulensis* a révélé la présence *de flavonoïdes, de tanins, d'alcaloïdes et de saponines,* mais absence de *stéroïdes,* ce qui contraste avec nos résultats où les a*lcaloïde*s étaient absents. Nos résultats concordent à nouveau en ce qui

concerne l'absence d'*alcaloïde*s avec ceux de Shayoub, Mohamed El Hasan et al en (2015).

Nos résultats divergent en ce qui concerne la présence d'*alcaloïdes* et de *quinones* par rapport à étude de Chiamaka, Onukogu Stella et al. (2019)

Cette étude phytochimique réalisée sur l'espèce *E.siderroxylon a* montré des résultats qui sont confirmés avec d'autres travaux, à savoir la présence de certaines familles chimiques. Par contre, on constate qu'il y absence d'autres familles chimiques. Cette variabilité dans les résultats peut être expliqué par une différence au niveau de plusieurs paramètres soient biologiques, géographiques ou physicochimiques tels que : l'influence du stade végétatif, l'organe de la plante étudié la différence du site de récolte y compris l'environnement de la plante, la lumière, les précipitations, les conditions édaphiques, la période de récolte, le patrimoine génétique et la procédure d'extraction utilisée

III.1.3. Dosage des polyphénols totaux

L'étude quantitative des *extraits méthanolique et éthanolique d'E sideroxylon* effectuée par la méthode de *Folin-ciocalteu*. La méthode est basée sur l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage utilisant un extrait de référence, l'acide gallique à différentes concentrations (Figure19). Les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits étudiés sont illustrées dans les tableau suivent

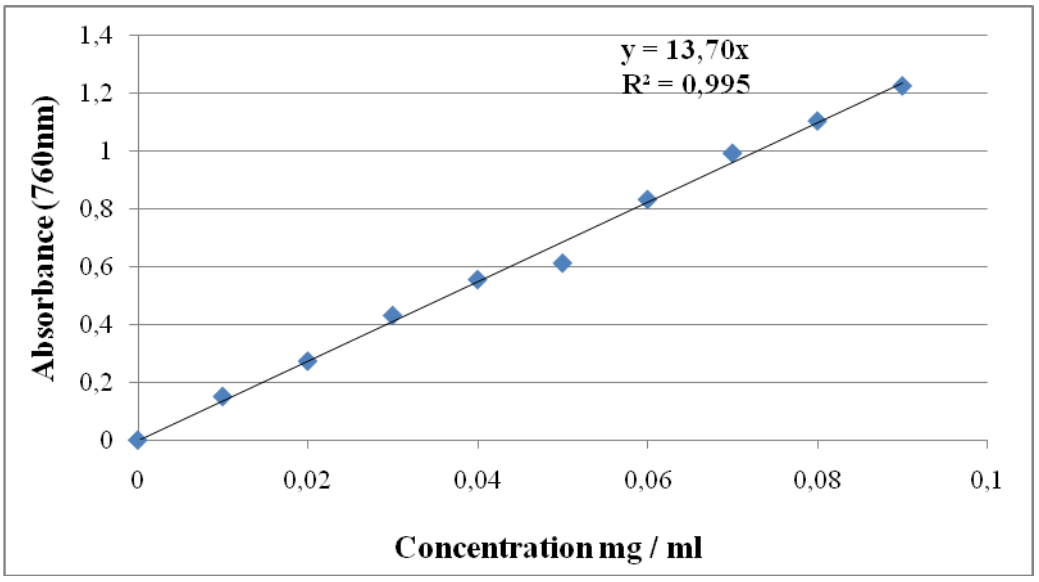


Figure 19 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique

Tableau 15 : Les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits ethanolique et méthanolique dans la région de khemise en ug

	KHEMIS FR	KHEMIS FB
EE	57.65	50.49
EM	61.52	60.31

Tableau 16 : Les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits ethanolique et méthanolique dans la région de Blida en ug

	BLIDA FR	BLIDA FB
EE	53.45	58.87
EM	60.7	62.19

Tableau 17 : Les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits ethanolique et méthanolique dans la région de boumerdas en ug

	BOUMERDAS FR	BOUMERDAS FB
EE	65.3	40.06
EM	57.79	62.42

Tableau 18 : Les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits ethanolique et méthanolique dans la région de boughazoul en ug

	BOUGHAZOUL FR	BOUGHEZOUL FB
EE	47.34	51.27

EM	79.23	99.12

Tableau 19 : Les teneurs en polyphénols totaux dans les extraits ethanolique et méthanolique dans la région de Medea en ug

	MEDEA F.B	MEDEA F.R	MEDEA F.ROSE
EE	51.35	67	52.3
EM	59.25	47.88	58.54

Les résultats de notre étude montrent des variations significatives dans les *teneurs en polyphénols totaux des extraits méthanoliques et éthanoliques* des feuilles *d'Eucalyptus sideroxylon* entre les régions de Khemis, Blida, Boumerdas, Boughazoul et Medea. Dans chaque région, les *extraits méthanolique* (EM) tendent à présenter des teneurs en polyphénols plus élevées que les *extraits éthanolique* (EE), bien que cela puisse dépendre de la fraction de l'extrait et de la région spécifique. Par exemple, à Khemis et Blida, les *extraits méthanolique* ont des teneurs légèrement supérieures, tandis qu'à Boumerdas et Boughazoul, les différences sont plus marquées, avec des *extraits méthanolique* montrant des teneurs beaucoup plus élevées. À Medea, les variations sont plus complexes, mais les *extraits méthanolique* restent souvent plus riches en polyphénols pour certaines fractions. Ces variations peuvent être attribuées à des différences dans la composition du sol, le climat et d'autres facteurs environnementaux. Pour une compréhension plus complète, des études supplémentaires prenant en compte ces variables sont nécessaires.

En comparaison, les études d'autres auteurs ont montré Abdoulaye, Mahama et al. (2019) ont rapporté des teneurs très élevées en *polyphénols dans les extraits d'E. camaldulensis,* avec 1991,77 ug GAE/g pour l'acétone et 1995,88 ug GAE/g pour le méthanol, des valeurs bien supérieures à celles de notre étude, probablement en raison des différences d'espèces et de solvants. Bencheikh, Dalila et al. (2021) ont trouvé 280,63 mg GAE/g dans les extraits aqueux *d'E. globulus,* comparables à nos *extraits méthanolique* et *éthanolique*, suggérant une variabilité due aux espèces et méthodes d'extraction. Park, Jae Yeon et al. (2023) ont mesuré des teneurs élevées, jusqu'à 497,7 ug GAE/g dans des extraits éthanoliques, des valeurs bien supérieures aux nôtres, ce qui peut s'expliquer par des conditions expérimentales et espèces différentes. Nile, Shivraj Hariram et al. (2018) ont rapporté des teneurs de 98,7 à 242,5 µg GAE/mg pour différents solvants, proches de

nos concentrations *méthanolique et éthanolique*, montrant l'influence de la méthode d'extraction et du solvant. Remini, Hocine et al. (2016) ont trouvé 464,71 mg GAE/g dans les extraits *d'E. globulus*, également plus élevés que nos résultats, peut-être en raison des différences d'espèces et de conditions environnementales. Limam, Hajer et al. (2021) ont montré des variations entre espèces *d'Eucalyptus*, avec des teneurs de 16,59 à 122,38 ug GAE/g, similaire à la variabilité observée dans notre étude, soulignant l'importance des facteurs génétiques et environnementaux. Enfin, Santos Ferreira et al. (2016) ont trouvé 13 ug GAE/g dans les *feuilles d'E. globulus*, beaucoup plus faible que nos résultats, probablement dû aux différences de parties de plantes et méthodes d'extraction.

En conclusion, nos résultats montrent que les teneurs en polyphénols totaux des extraits de feuilles *d'Eucalyptus sideroxylon* varient significativement selon la région d'origine et le type de solvant utilisé. Ces variations soulignent l'importance de considérer les facteurs environnementaux et les méthodes d'extraction dans l'évaluation de la composition phénolique des plantes.

III.2. Etude des activités biologiques

III.2.1. Evaluation de *l'activité antioxydante*

L'évaluation de *l'activité antioxydante* des extraits de la feuille *d'E. sideroxylon* a été effectuée par la méthode de *piégeage du radical libre DPPH* . Cette méthode est basée sur l'effet piégeur des radicaux libres. Les résultats de l'activité antiradicalaire des différents *extraits methanolique et ethanolique* exprimés en pourcentage sont illustrés par les figure

20.21.22.23.24.25.26.27.28.29.30

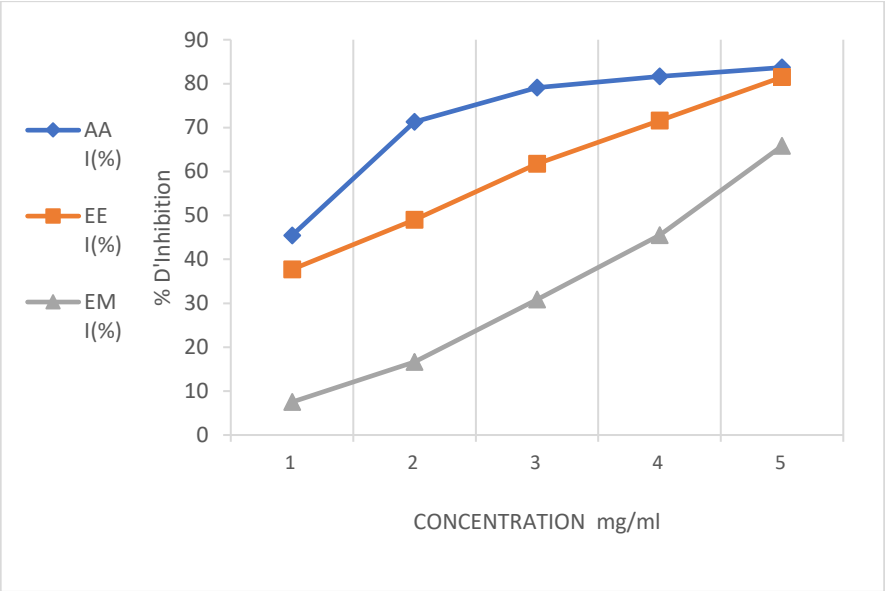


Figure 20 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique *d'E.sideroxylon* dans la région de Medea fleur blanche

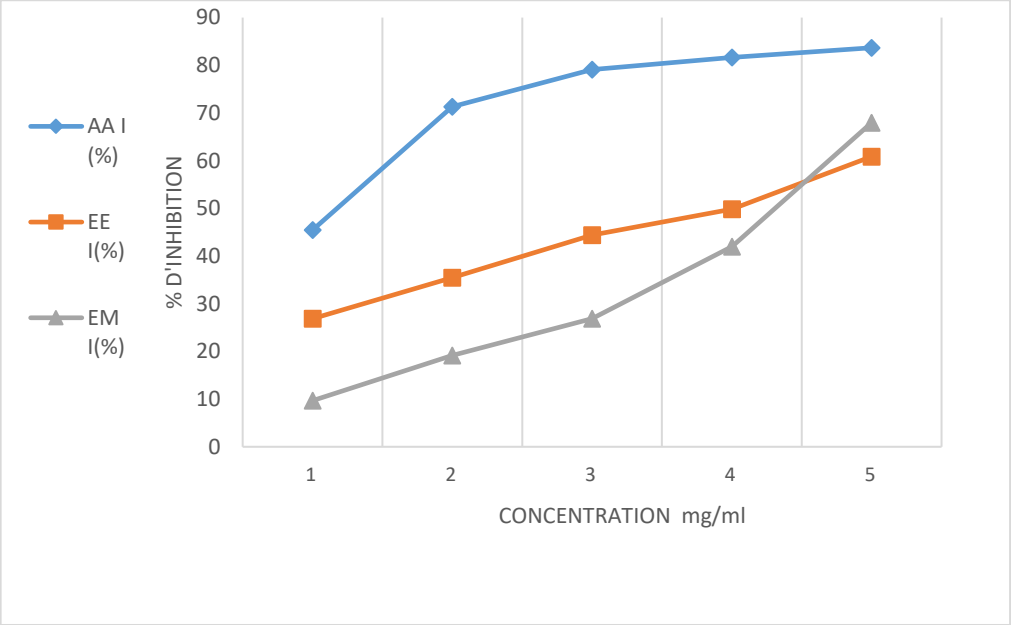


Figure 21 : Activité antiradicalaire des extraits ethanolique et méthanolique *d'E.siderroxylon* dans la région de Medea fleur rouge

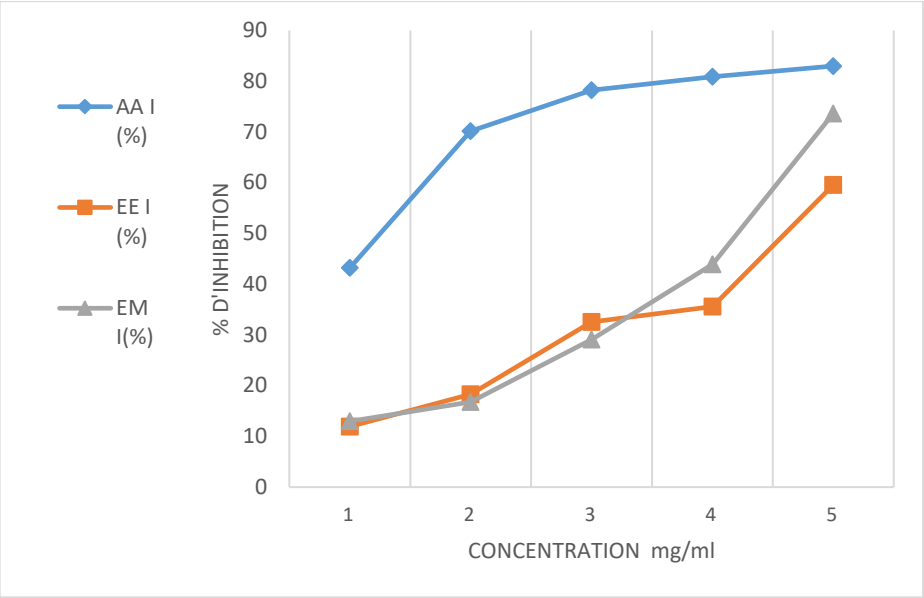


Figure 22 : Activité antiradicalaire des *extraits ethanolique et méthanolique d'E.sideroxylon* dans la région de Medea fleur rose

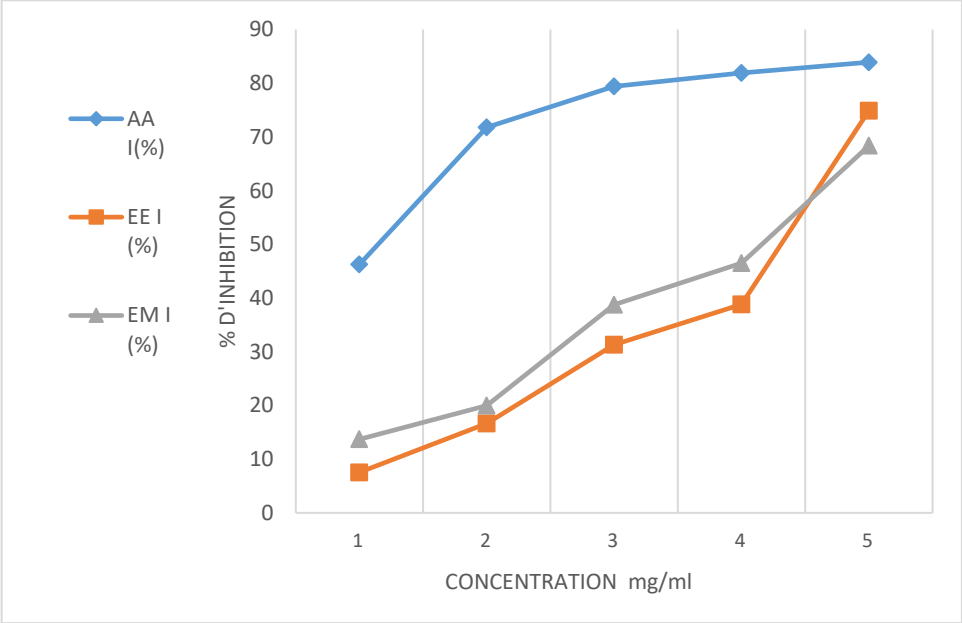


Figure 23 : Activité antiradicalaire des *extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon* dans la région de bougazoul fleur rouge

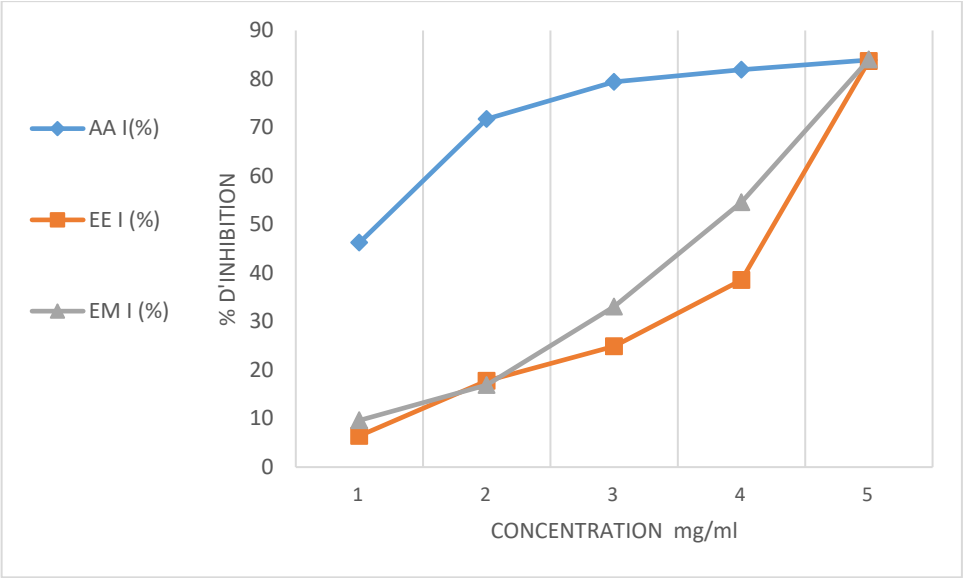


Figure 24 : Activité antiradicalaire des *extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon* dans la région de bougazoul fleur blanche

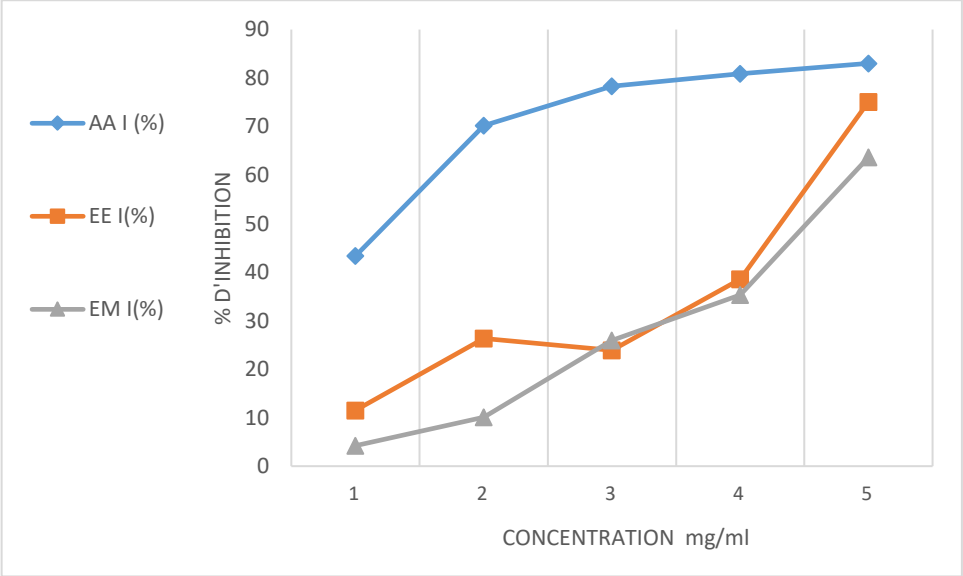


Figure 25 : Activité antiradicalaire des *extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon* dans la région de Boumerdas fleur blanche

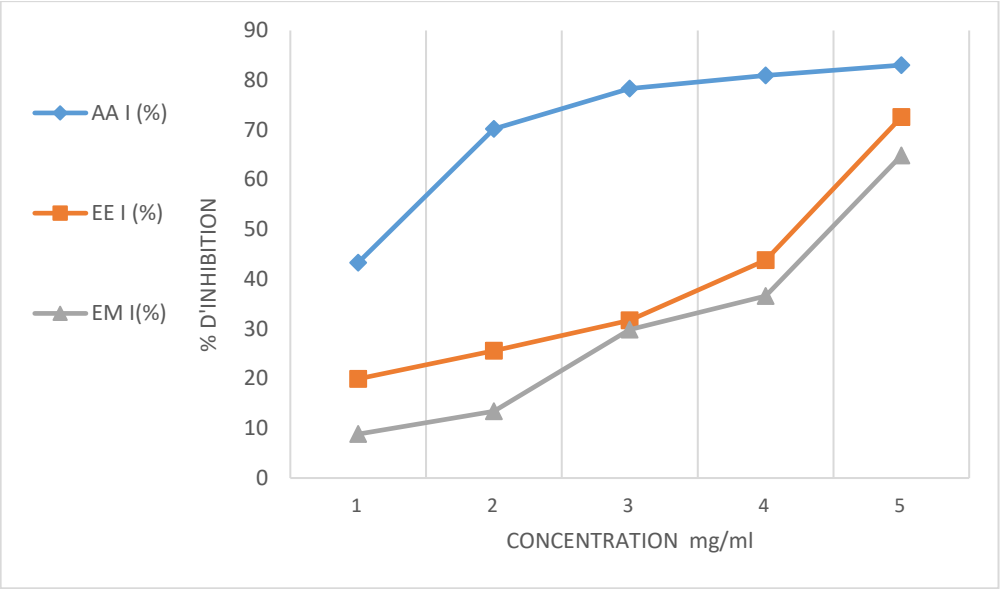


Figure 26 : Activité antiradicalaire des *extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon* dans la région de Boumerdas fleur rouge

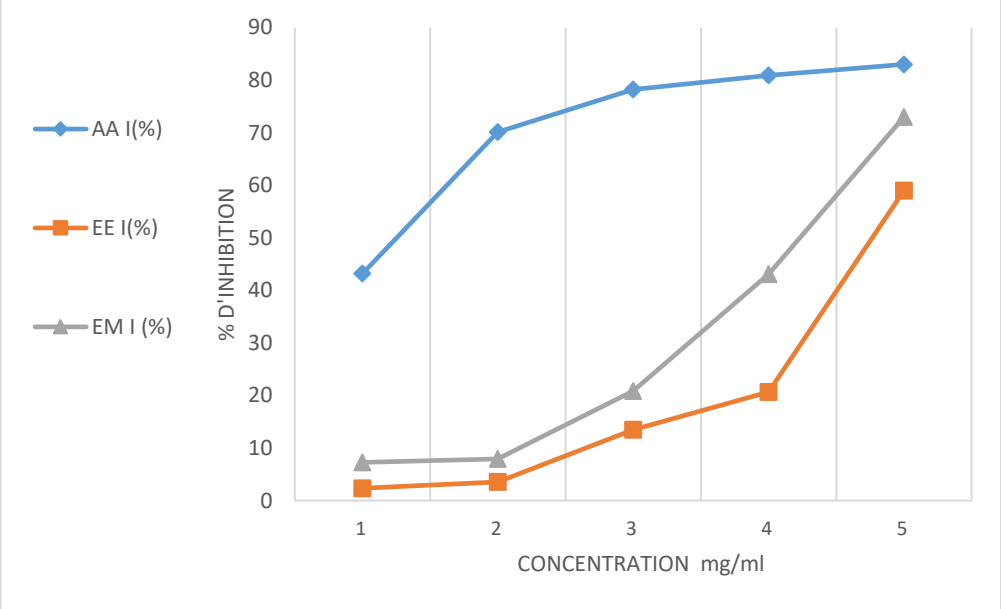


Figure 27 : Activité antiradicalaire des *extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon* dans la région de khemis fleur blanche

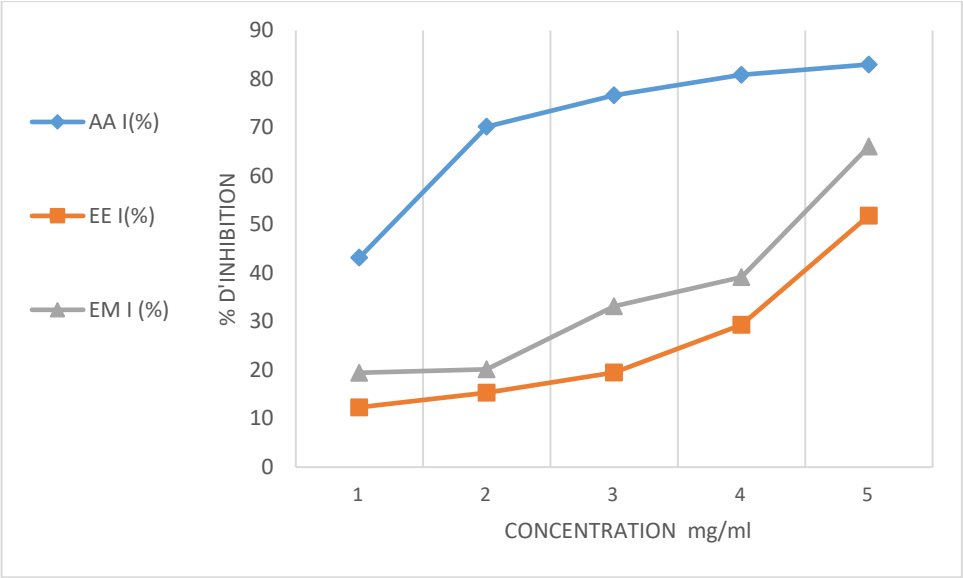


Figure 28 : Activité antiradicalaire des *extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon* dans la région de khemis fleur rouge

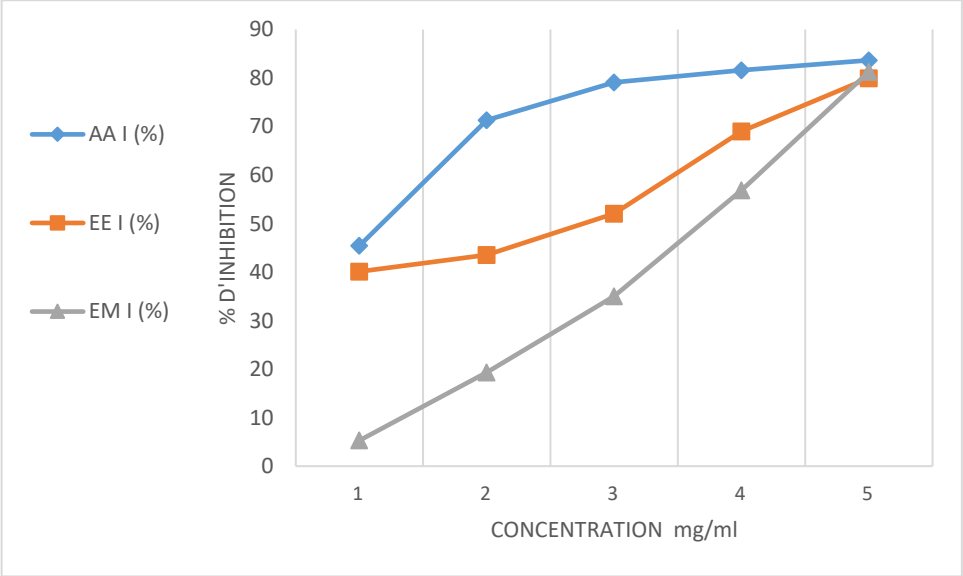


Figure 29 : Activité antiradicalaire des *extraits ethanolique et méthanolique d'E.siderroxylon* dans la région de Blida fleur rouge

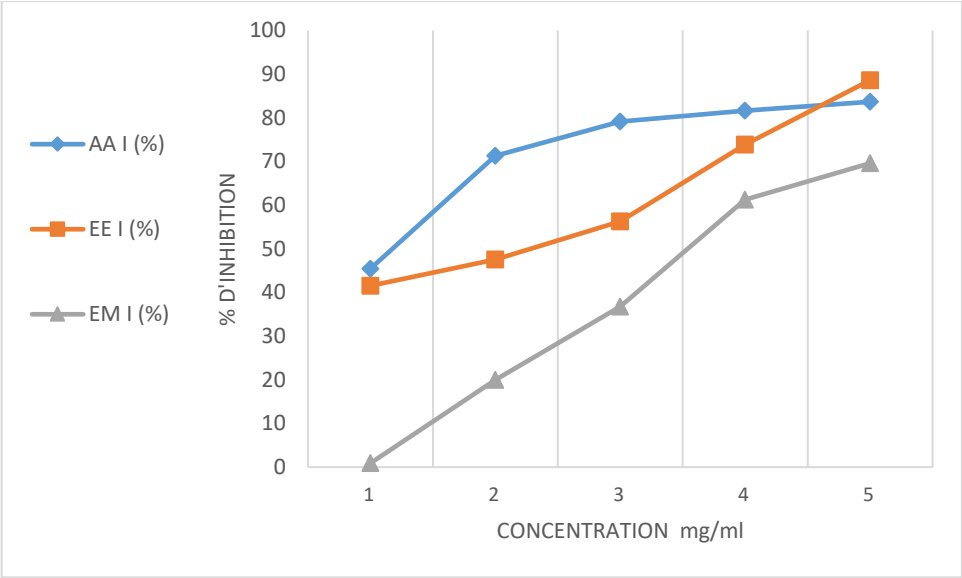


Figure 30 : Activité antiradicalaire des *extraits ethanolique et méthanolique* d'E.siderroxylon dans la région de Blida fleur blanche

Les graphes présentent une analyse comparative de l'a*ctivité antioxydante des extraits éthanolique et méthanolique* des fleurs blanches, roses et rouges *d'eucalyptus sideroxylon* dans différentes régions, incluant Médéa, Bougazoul, Blida, Khemis et Boumerdas. Dans toutes les régions, acide ascorbique montre systématiquement le pourcentage d'inhibition le plus élevé à travers les points mesurés, indiquant qu'il possède la plus forte activité antioxydante. atteignant environ 80 % au niveau 5 A 25 mg/mL

l'étude montre que les *extraits éthanoliques* de la région de Médéa ont une activité antioxydante modérée, les *extraits méthanoliques* ont une activité plus faible qui augmente avec la concentration, et que les fleurs roses se distinguent par une activité antioxydante exceptionnellement élevée, surtout pour certaines mesures spécifiques.

Dans la région de Bougazoul, *l'activité antioxydante* varie en fonction du type de fleur et de l'extrait utilisé. Pour les fleurs blanches, avec l*'extrait ethanolique et l'extrait méthanolique* montrant des augmentations notables, l'extrait ethanoliaue atteignant des niveaux similaires au AA I % au niveau 5 A 100 µg/mL . Pour les fleurs rouges, l'Acide ascorbique présente systématiquement la plus forte activité antioxydante, avec l'extrait méthanolique finissant par dépasser légèrement *l'extrait ethanolique* en termes d'activité antioxydante vers la fin des mesures.

Dans la région de Khemis, les fleurs rouges et blanches présentent des tendances similaires en termes d'activité antioxydante.. L'EM I % suit avec une augmentation

notable après le niveau 3 a 60 µg/mL, atteignant des niveaux d'environ 60 % pour les fleurs rouges et 70 % pour les fleurs blanches au niveau 5. L'EE I % montre la plus faible activité antioxydante, avec une augmentation régulière atteignant environ 45 % pour les fleurs rouges et 55 % pour les fleurs blanches au niveau 5. les fleurs blanches ont une activité plus élevée dans les extraits de méthanol et d'éthanol par rapport aux fleurs rouges.

Dans la région de Blida, *l'activité antioxydante* des fleurs blanches et rouges présente des variations remarquables. Pour les fleurs blanches, l'extrait éthanolique (EE %) révèle la plus haute activité antioxydante au niveau 5, dépassant légèrement l'AA %, tandis que l'extrait méthanolique (EM %) reste en retrait. Pour les fleurs rouges, l'AA % conserve la plus forte activité antioxydante, avec l'EE % atteignant un niveau similaire au niveau 5, et l'EM % se situant légèrement en dessous.

dans la région de Boumerdas fleur blanche augmente avec la concentration. L'Acide Ascorbique atteint environ 70% à la concentration maximale, tout comme l'extrait éthanolique.et *L'extrait méthanolique* augmente plus modérément, atteignant environ 50% à la concentration maximale. En résumé, *l'extrait éthanolique* présente la meilleure *activité antioxydante*, suivi de près par *l'extrait méthanolique*, tandis que l'autre extrait *méthanolique* montre une augmentation moins marquée.

Les résultats de notre étude Comparés à ceux d'autres études, ils révèlent plusieurs points intéressants. Hassine et al. (2012) ont trouvé que les extraits aqueux et *méthanoliques* présentaient une *activité antioxydante* élevée, ce qui est cohérent avec notre observation de l'activité élevée des extraits méthanoliques à Bougazoul, bien que notre étude montre plus de variabilité selon les régions. Chiamaka et al. (2019) rapportent des valeurs d'IC50 plus élevées, moins précises que nos pourcentages d'inhibition, tandis qu'Abdoulaye et al. (2019) confirment une forte activité des *extraits méthanoliques*, en ligne avec nos résultats pour les fleurs rouges à Bougazoul mais contrastant avec la faible activité à Médéa. Dezsi et al. (2015) et Sharma et al. (2021) rapportent des résultats en termes d'absorbance et d'inhibition similaire à l'acide ascorbique, respectivement, correspondant à notre constat que l'acide ascorbique a l'activité la plus forte. Limam et al. (2021) notent une activité plus faible pour les extraits méthanoliques *d'E. globulus*, contrairement à nos observations élevées pour certaines régions et fleurs. Enfin, Elena et Liaudanskas et al. (2018) montrent une forte activité dans *extrait méthanolique*, alignée avec notre étude

pour certaines régions. En somme, nos résultats montrent des variations régionales et spécifiques aux types de fleurs, reflétant partiellement les observations des autres études, tout en mettant en lumière l'importance des conditions environnementales et des méthodes d'extraction.

III.2.2. Evaluation de *l'activité antibactérienne* des extraits étudiés

Dans cette partie, uniquement l'interaction « *Dose * Souche bactérienne* » qui est discutée

III.2.2 Extrait méthanolique

Région de Boumerdes

III-2-2.1 *Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge*

a) -Tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « *concentration X souche bactérienne* » a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des *zones d'inhibition* (Annexe, Tableau 20). Le diamètre d'inhibition varie de 22,5 mm, une valeur moyenne obtenue avec l'extrait méthanolique sur la souche bactérienne *Pseudomonas aerugenosa*, à 6,5 mm, résultat de cet extrait sur *Staphylococcus aureus et Bacillus subtilis*.

Le test de Fisher place systématiquement l'antibiotique en tête de classement, quelle que soit la concentration utilisée pour toutes les souches bactériennes testées. Pour *Staphylococcus aureus*, l'AB a un score de 19,5, contre 10,5 pour SM et 9,5 pour C1. Pour *Bacillus subtilis*, l'AB atteint 21,5, bien au-dessus de SM (9,5) et C1 (8,5). *Staphylococcus epidermidis* montre également une meilleure sensibilité à l'AB (18,5) comparé à SM (14) et C1 (12,5) , *Escherichia coli* est plus sensible à l'AB (21,5) qu'à SM (12,5) et C1 (11). les antibiotiques sont largement plus efficaces que les solutions testées, ce qui indique qu'il est nécessaire d'optimiser la formulation des solutions pour améliorer leur performance.(Tableau 20)

Tableau 20 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	C1 (100mg/ml)	C2 (50mg/ml)	C3 (25mg/ml)	AB
S. aureus	10,5^{e}	9,5e	7,5^{g}	6,5^{i}	19,5^{b}
B. subtilis	9,5^{e}	8,5e	7^{h}	6,5^{i}	21,5^{a}
S. epidermidis	14^{d}	12,5^{d}	13^{d}	10^{f}	18,5^{c}

P. aeruginosa	12,5[d]	11[d]	9,5[e]	8[f]	22,5[a]
S. typhimurium	12,5[d]	11[d]	9,5[e]	8,5[e]	20,5[a]
E. coli	12,5[d]	11[d]	10[f]	8,5[e]	21,5[a]

En comparant nos résultats avec ceux obtenus par Boukhalfoun et al. (2020), qui ont utilisé un extrait méthanolique *d'Eucalyptus blakelyi,* il est notable que la gentamycine dans notre étude était moins efficace contre les souches testées, avec des zones d'inhibition allant jusqu'à 22,5 mm, contre 43 mm dans leur étude. Cela suggère que nos souches possèdent une tolérance élevée à l'antibiotique. À l'exception d' *Escherichia coli,* où les résultats étaient comparables, les zones d'inhibition obtenues étaient inférieures. De plus, Boukhalfoun et al. ont observé que l'effet de l'extrait méthanolique est arbitraire et n'est pas fortement lié à la concentration choisie, ce qui concorde avec les observations de notre étude.

b) -Sensibilité et résistance des souches bactériennes

L'analyse graphique montre que *Staphylococcus epidermidis* est la plus sensible suite à l'application de l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge quelle que soit la concentration utilisée, cependant, la tolérance des autres souches est dépendante à la concentration, en effet, elles s'avèrent sensible à forte concentration (SM et AB) et tolérante à une concentration moyenne et faible (C2 et C3).

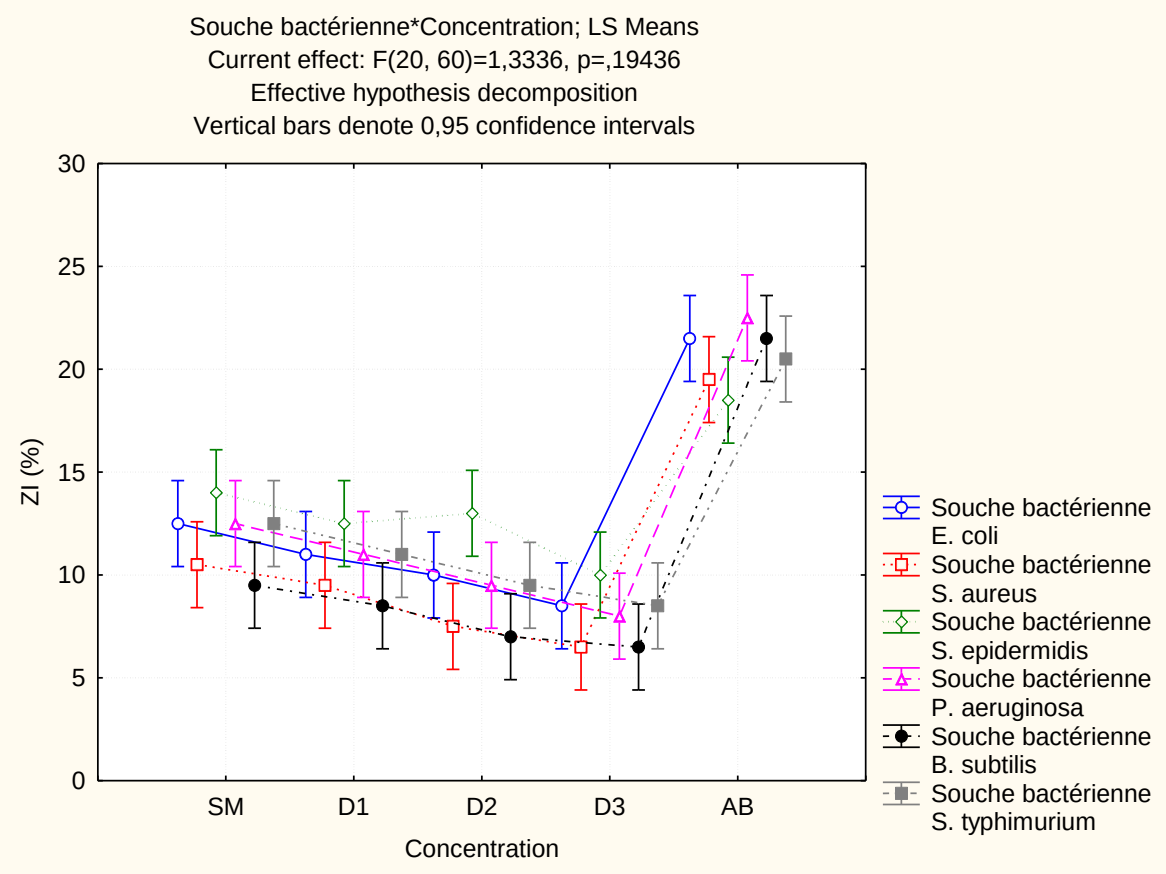


Figure 31 : Sensibilité et résistance des *souches bactériennes* après l'application de *l'extrait méthanolique* de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge

III-2-2.2- Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche

a) -Tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « *concentration X souche bactérienne* » a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Annexe, Tableau 21). Le diamètre d'inhibition varie de 22,5 mm, une valeur moyenne obtenue avec *l'extrait méthanolique* sur la souche bactérienne *Staphylococcus epidermidis*, à 6,5 mm, résultat de cet extrait *sur Pseudomonas aerugenosa et salmonella typhimurium*

Pour comparer les effets *de l'antibiotique* (AB) et de la solution mère (SM) sur différentes bactéries, les résultats de tableau 12 montrent que l'antibiotique est globalement plus efficace. *Staphylococcus epidermidis,*et *Pseudomonas aerugenosa* sont particulièrement sensibles à l'antibiotique, avec des moyennes d'interaction plus élevées (22,5 et 20 respectivement) par rapport à la solution mère (13 et 10,5). *Bacillus subtilis et Escherichia coli* montrent des différences d'efficacité moins prononcées entre les deux traitements. En général, l'antibiotique surpasse la solution mère dans la lutte contre toutes les souches bactériennes testées.

Tableau 21 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	C1 (100mg/ml)	C2 (50mg/ml)	C3 (25mg/ml)	AB
S. aureus	12^{f}	11^{f}	$9,5^{i}$	8^{k}	21_{a}
B. subtilis	12^{f}	$10,5^{g}$	$9,5^{i}$	$8,5^{j}$	19^{c}
S. epidermidis	13^{f}	$11,5^{f}$	$9,5^{i}$	$7,5^{l}$	$22,5^{a}$
P. aeruginosa	$10,5^{g}$	$9,5^{i}$	$8,5^{j}$	$6,5^{m}$	20^{b}
S. typhimurium	10^{h}	8^{k}	$7,5^{l}$	$6,5^{m}$	$17,5^{d}$
E. coli	$12,5^{f}$	11^{f}	11^{f}	$9,5^{i}$	16^{e}

c)-Sensibilité et résistance des souches bactériennes

D'après la figure 32, *l'extrait méthanolique* de *l'Eucalyptus sideroxylon* à *fleurs blanche* montre que *Escherichia coli* est la plus sensible à toutes les concentrations testées. En revanche, *salmonella typhimurium* est la plus tolérante, tandis que les autres souches se situent entre ces deux extrêmes.

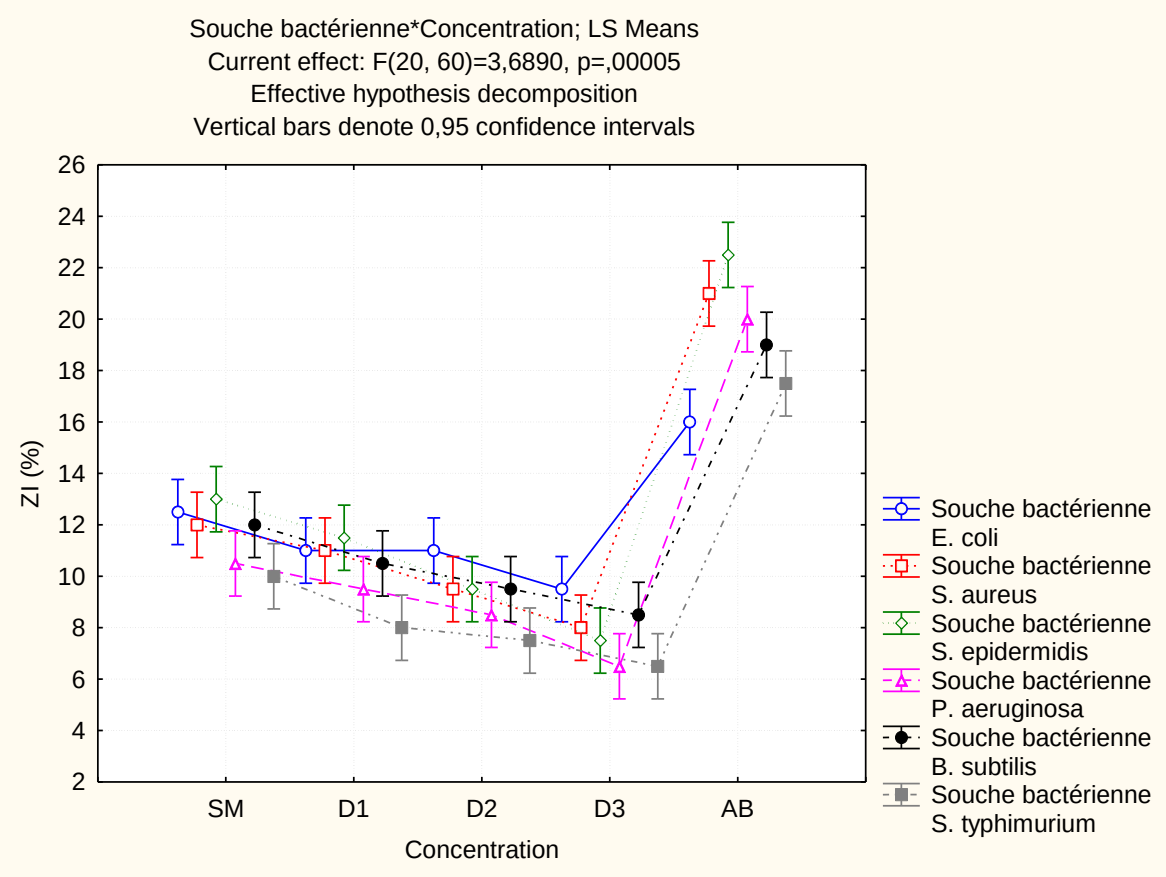


Figure 32 : Sensibilité et résistance des *souches bactériennes* après l'application de l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche

Région de Médéa

III-2-2.3 *Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge*

l'analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « *concentration X souche bactérienne* » a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Annexe, Tableau 22). Le diamètre d'inhibition varie de 22,5 mm, une valeur moyenne obtenue avec l'extrait méthanolique sur la souche bactérienne *Bacillus subtilis* , à 7,5 mm, résultat de cet extrait sur *salmonella typhimurium* .

Dans le groupe A, qui regroupe les zones les plus larges résultant de l'effet prédominant de l'antibiotique sur la majorité des souches bactériennes, notre extrait à la concentration de la solution mère a donné un résultat similaire sur *Bacillus subtilis*. À un moindre degré, l'antibiotique maintient des effets performants sur certaines souches, les classant en groupe D, au même niveau que nos extraits à une concentration élevée sur *E. coli et*

salmonella typhimurium, suivis par *Pseudomonas aerugenosa et Staphylococcus aureus.* Il est à noter qu'à des concentrations faibles, l'extrait méthanolique a présenté un bon effet sur la souche *Bacillus subtilis* (Tableau 22).

Tableau 22 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	C1 (100mg/ml)	C2 (50mg/ml)	C3 (25mg/ml)	AB
S. aureus	$13,5^{e}$	$11,5^{i}$	11^{j}	$9,5^{m}$	22^{a}
B. subtilis	15^{d}	$13,5^{e}$	$11,5^{i}$	$9,5^{m}$	$22,5^{a}$
S. epidermidis	$14,5^{d}$	13^{f}	12^{m}	10^{l}	$21,5^{a}$
P. aeruginosa	$13,5^{e}$	$12,5^{g}$	$8,5^{j}$	$8,5^{o}$	22^{a}
S. typhimurium	$14,5^{d}$	13^{f}	$7,5^{l}$	$9,5^{m}$	$19,5^{c}$
E. coli	14^{d}	12^{h}	11^{f}	9^{n}	$20,5^{b}$

c)-Sensibilité et résistance des souches bactériennes

La figure 33 distingue clairement les souches bactériennes sensibles des résistantes. Par exemple, *Bacillus subtilis* se montre très sensible à toutes les concentrations de l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleurs rouges . À l'inverse, *Staphylococcus epidermidis* se révèle être la plus tolérante, surtout à des basse concentration .

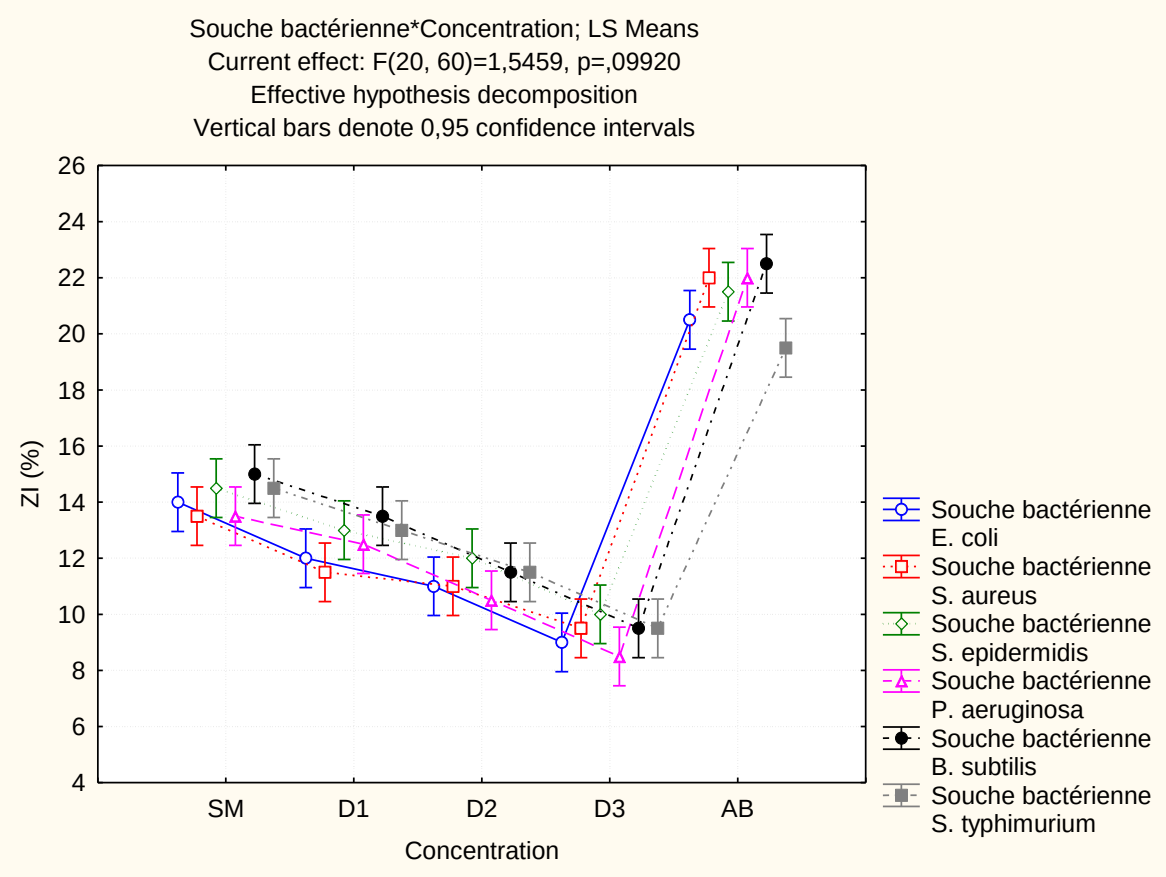


Figure 33 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge

III-2-2.*4 Eucalyptus sideroxylon à fleur rose*

l'analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « concentration X souche bactérienne » a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Annexe, Tableau 23). Le diamètre d'inhibition varie de 24 mm, une valeur moyenne obtenue avec *l'extrait méthanolique* sur la souche bactérienne Staphylococcus aureus, à 7,5 mm, résultat de cet extrait sur *Bacillus subtilis* et *salmonella typhimurium*.

La solution mère (200 mg/ml) montre une inhibition significative de la croissance bactérienne, particulièrement pour *Staphylococcus aureus et Staphylococcus epidermidis*. Cependant, cette inhibition diminue progressivement avec les dilutions successives (100 mg/ml, 50 mg/ml, et 25 mg/ml*). Staphylococcus aureus et Staphylococcus epidermidis* restent les plus sensibles à la solution mère, mais l'efficacité générale de la solution diminue avec chaque dilution. Comparativement, l'antibiotique de référence démontre une inhibition nettement supérieure pour toutes les souches bactériennes testées, bien que la solution mère et ses dilutions possèdent des propriétés antibactériennes, elles sont beaucoup moins efficaces que l'antibiotique . (Tableau 23).

Tableau 23 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	C1 (100mg/ml)	C2 (50mg/ml)	C3 (25mg/ml)	AB
S. aureus	14,5^{e}	12^{g}	11^{h}	9,5^{k}	24^{a}
B. subtilis	10,5^{l}	9,5^{k}	7,5^{k}	8^{m}	20,5^{c}
S. epidermidis	14^{e}	12,5^{f}	11^{h}	10^{j}	21,5^{b}
P. aeruginosa	12,5^{f}	11^{h}	9,5^{K}	8^{m}	22,5^{a}
S. typhimurium	13,5^{e}	12^{g}	10^{j}	7,5^{n}	23,5^{a}
E. coli	11,5^{h}	9,5^{k}	9^{l}	8^{m}	19^{d}

c)-Sensibilité et résistance des souches bactériennes

Dans la figure 34 , il est difficile de faire une distinction nette entre les souches bactériennes sensibles et résistantes. À des concentrations élevées, on constate que

Staphylococcus epidermidis est sensible à l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleurs rose , tandis qu' *salmonella typhimurium* montre une tolérance accrue à ces mêmes concentrations. Par ailleurs, *Bacillus subtilis* se distingue par sa grande tolérance, peu importe la concentration utilisée.

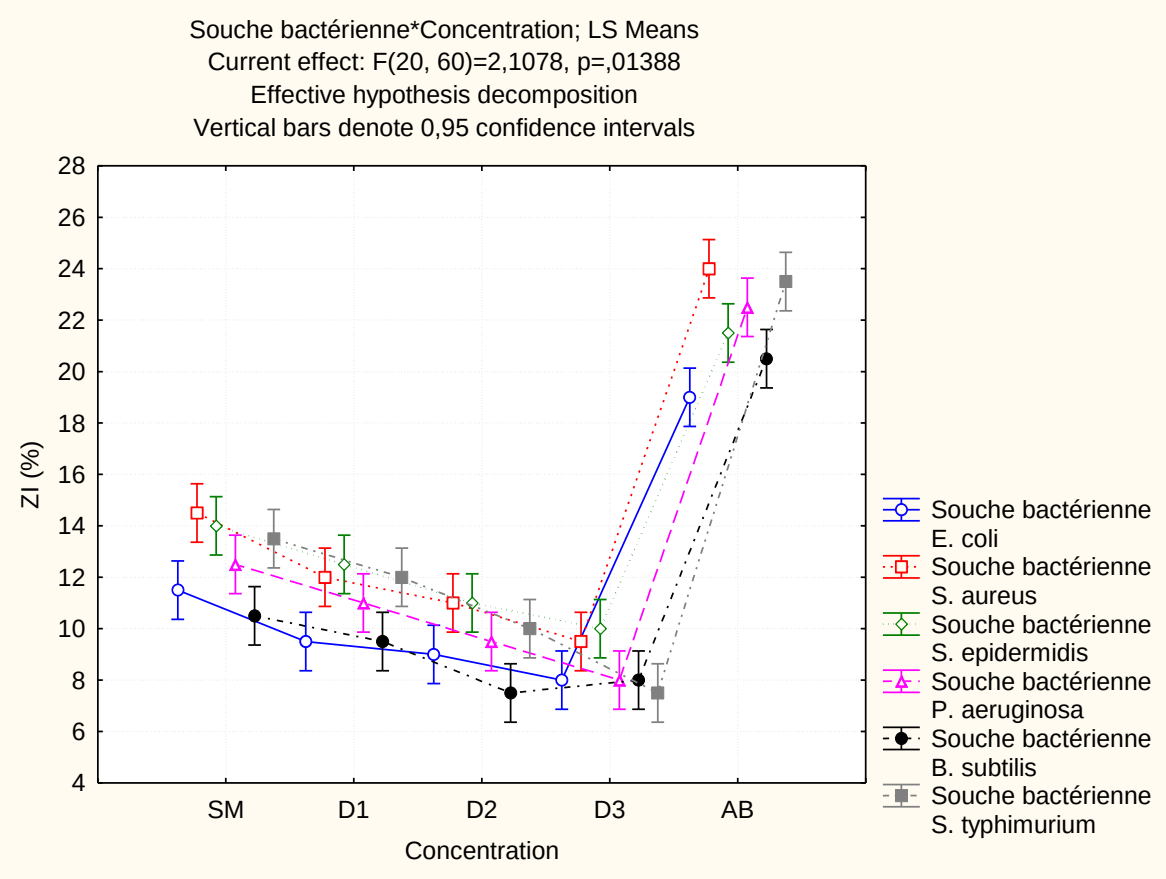


Figure 34 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose

III-2-2. 5 *Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche*

-Tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « concentration X souche bactérienne » a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Annexe, Tableau 24). Le diamètre d'inhibition varie de 23.5 mm, une valeur moyenne obtenue avec l'extrait méthanolique sur la souche bactérienne *Bacillus subtilis*, à 7,5 mm, résultat de cet extrait sur *Escherichia coli*.

les données de tableau 24 montrent que l'efficacité de l'extrait méthanolique diminue de manière générale lorsque la concentration passe de D1 à D3 pour toutes les bactéries

étudiées. Les réductions varient de 1,5 mm (*Pseudomonas aerugenosa*) à 3,5 mm (*Escherichia coli),* avec une diminution moyenne d'environ 3 mm pour les autres bactéries, indiquant une baisse significative de l'efficacité à des concentrations plus faibles.

Tableau 24 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
S. aureus	12^{e}	$10,5^{e}$	$9,5^{h}$	$8,5^{g}$	22^{a}
B. subtilis	$11,5^{f}$	11^{f}	$8,5^{g}$	8^{k}	$23,5^{a}$
S. epidermidis	$13,5^{d}$	$11,5^{e}$	$10,5^{f}$	$8,5^{g}$	20^{c}
P. aeruginosa	12^{e}	$10,5^{e}$	9^{i}	9^{i}	21^{b}
S. typhimurium	12^{e}	$11,5^{e}$	$9,5^{h}$	$8,5^{g}$	$20,5^{b}$
E. coli	$14,5^{d}$	11^{f}	10^{e}	$7,5^{l}$	$19,5^{c}$

a) Sensibilité et résistance des souches bactériennes

L'analyse graphique montre que *Staphylococcus epidermidis* est la plus sensible suite à l'application de *l'extrait méthanolique* de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche quelle que soit la concentration utilisée, cependant, la tolérance des autres souches est dépendante à la concentration, en effet, elles s'avèrent sensible à forte concentration (SM

et AB) et tolérante à une concentration moyenne et faible (C2 et C3)

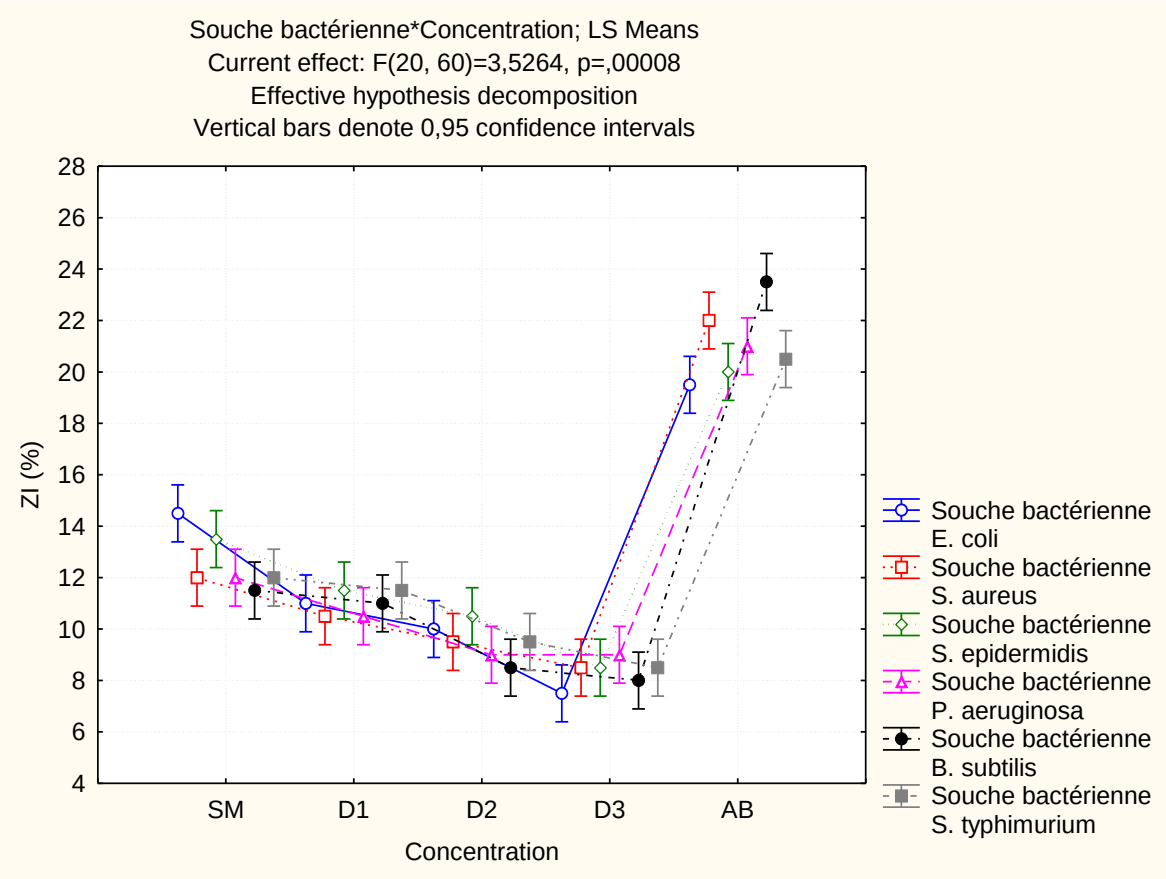


Figure 35 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche

III.2.3 Extrait éthanolique

Région de Boumerdes

III.2.3.1 Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge

a) -Tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « concentration X souche bactérienne » a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Annexe, Tableau 25). Le diamètre d'inhibition varie de 23.5 mm, une valeur moyenne obtenue avec l'extrait éthanolique sur la souche bactérienne *Staphylococcus aureus*, à 7,5 mm, résultat de cet extrait sur *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aerugenosa*.

En examinant les interactions pour la solution mère (SM) entre différentes souches bactériennes, nous observons des variations significatives. S. aureus a une valeur modérée

de 10,5, tandis que *Bacillus subtilis et Staphylococcus epidermidis* ont des valeurs légèrement plus élevées de 12 et 11 respectivement. Pseudomonas aerugenosa montre une interaction beaucoup plus faible avec une valeur de 7. *salmonella typhimurium et Escherichia coli* ont des valeurs similaires à *Staphylococcus aureus*, de 10,5 et 10. Ces résultats indiquent que la solution mère interagit différemment selon les souches, avec des interactions plus fortes pour *Bacillus subtilis et Staphylococcus epidermidis*, plus faibles pour *Pseudomonas aerugenosa*, et modérées pour *Staphylococcus aureus*, *salmonella typhimurium* et *Escherichia coli* observé dans ((Tableau 25)

Tableau 25 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
S. aureus	$10,5^{f}$	10^{g}	$6,5^{m}$	$6,5^{n}$	$23,5^{a}$
B. subtilis	12^{f}	$10,5^{f}$	$8,5^{i}$	$7,5^{k}$	$19,5^{d}$
S. epidermidis	11^{f}	$9,5^{g}$	8^{j}	7^{l}	22^{a}
P. aeruginosa	7^{m}	$6,5^{m}$	$6,5^{m}$	$6,5^{m}$	$21,5^{b}$
S. typhimurium	$10,5^{f}$	$9,5^{g}$	10^{g}	$8,5^{i}$	20^{b}
E. coli	10^{g}	9^{h}	$7,5^{k}$	7^{l}	$17,5^{e}$

b) Sensibilité et résistance des souches bactériennes

Dans la figure 36 , il est difficile de faire une distinction nette entre les souches bactériennes sensibles et résistantes. À des concentrations élevées, on constate que *Bacillus subtilis* est sensible à l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleurs rouge , tandis *Escherichia coli* montre une tolérance accrue à ces mêmes concentrations. Par ailleurs, *Pseudomonas aerugenosa* se distingue par sa grande tolérance, peu importe la concentration utilisée.

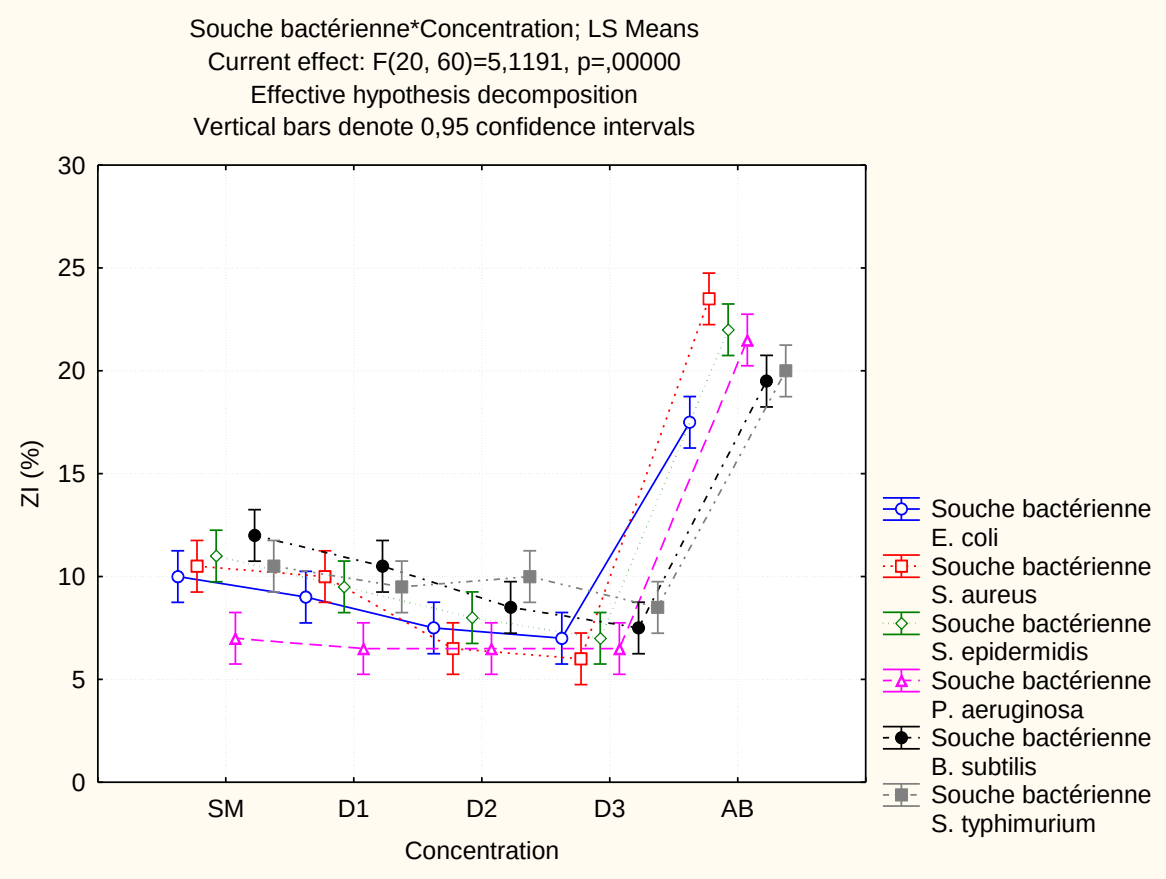


Figure 36 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge

III.2.3.2 Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche

a) -Tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « concentration X souche bactérienne » a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Annexe, Tableau 26). Le diamètre d'inhibition varie de 25.5 mm, une valeur moyenne obtenue avec *l'extrait éthanolique* sur la souche bactérienne *Staphylococcus aureus* , à 7 mm, résultat de cet extrait sur *salmonella typhimurium.*

Le tableau 26 compare les moyennes d'interaction entre différentes concentrations et souches bactériennes, en utilisant le test de Fisher LSD, en se concentrant sur la dilution 1 (D1) et l'antibiotique (AB). Pour chaque bactérie étudiée, l'antibiotique montre des moyennes significativement plus élevées que la dilution 1, indiquant une plus grande efficacité. Par exemple, *Staphylococcus aureus a* une moyenne de 25,5 avec AB contre 10,5 avec D1, et *Escherichia coli* a une moyenne de 21,5 avec AB contre 10,10 avec D1. Ces différences soulignent que l'antibiotique est beaucoup plus efficace pour inhiber ou tuer les bactéries comparé à la dilution 1, démontrant l'importance de l'utilisation des antibiotiques pour contrôler ces souches bactériennes.

Tableau 26 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
S. aureus	14,7^{e}	10,5^{f}	9^{h}	7,5^{j}	25,5^{a}
B. subtilis	11,5^{e}	10,5^{f}	9^{h}	7,8^{j}	23,5^{a}
S. epidermidis	13^{d}	12,5^{e}	10,5^{f}	9,5^{g}	21^{c}
P. aeruginosa	10^{g}	10^{g}	10,5^{f}	7,5^{j}	20,5^{c}
S. typhimurium	10,5^{f}	10^{g}	8,5^{i}	7^{k}	19,5^{c}
E. coli	10,5^{f}	10,10^{g}	11^{e}	8,5^{i}	21,5^{b}

b) **Sensibilité et résistance des souches bactériennes**

L'analyse graphique permet de différencier les souches bactériennes sensibles des résistantes. En effet, *Staphylococcus epidermidis* se révèle la plus sensible à l'application de l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche, quelle que soit la concentration utilisée. En revanche, à des concentrations de somution mére , *Staphylococcus aureus* se montre la plus tolérante

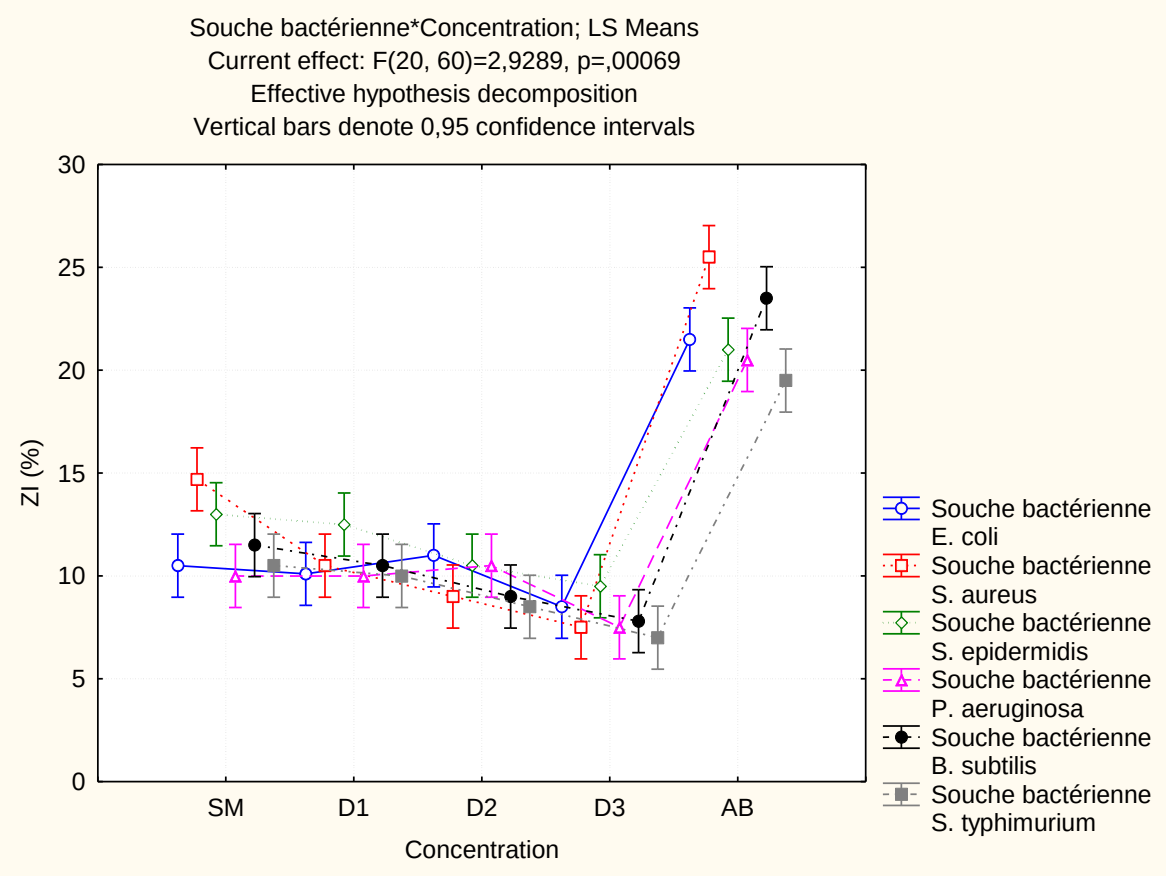


Figure 37 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche

Région de Médéa

III.2.3 .3 Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge

tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « concentration X souche bactérienne » a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Annexe, Tableau 27). Le diamètre d'inhibition varie de 24 mm, une valeur moyenne obtenue avec *l'extrait éthanolique* sur la souche bactérienne *Staphylococcus aureus,* à 6.5 mm, résultat de cet extrait sur *Escherichia coli*.

Pour discuter des résultats du tableau pour la solution mère (SM) et la dilution 1 (D1), nous examinons les moyennes des interactions entre les différentes bactéries. Pour la solution mère, les moyennes varient de 9 (*Bacillus subtilis*) à 12,5 (Staphylococcus aureus et salmonella typhimurium). Pour la dilution 1, les moyennes sont légèrement inférieures, avec des valeurs allant de 9 (*Bacillus subtilis*) à 12,5 (*salmonella typhimurium*). Les différences entre SM et D1 montrent que *Staphylococcus aureus* diminue de 1, tandis que *Bacillus subtilis* reste constante. *Staphylococcus epidermidis* , *Pseudomonas aerugenosa* et *Escherichia coli* diminuent légèrement de 0,5, et *salmonella typhimurium* reste stable. Ces résultats suggèrent que la solution mère interagit plus fortement avec les bactéries, bien que l'effet de la dilution soit modéré.

Tableau 27 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
S. aureus	$12,5^{d}$	$11,5^{d}$	$8,5^{g}$	$7,5^{i}$	24^{a}
B. subtilis	9^{f}	8^{h}	$7,5^{i}$	$8,5^{g}$	24^{a}
S. epidermidis	$10,5^{e}$	10^{e}	9^{f}	$7,5^{i}$	22^{b}
P. aeruginosa	$9,5^{f}$	9^{f}	9^{f}	8^{h}	20^{c}
S. typhimurium	$12,5^{d}$	$12,5^{d}$	$9,5^{f}$	9^{f}	20^{c}
E. coli	$10,5^{d}$	10^{e}	$8,5^{g}$	$6,5^{j}$	20^{c}

B)- Sensibilité et résistance des souches bactériennes

La figure 38 ne permet pas de différencier clairement entre les souches bactériennes sensibles et résistantes. À des concentrations élevées, *salmonella typhimurium* se montre sensible à *l'extrait éthanolique d'Eucalyptus sideroxylon* à fleurs rouge , tandis *Staphylococcus aureus* présente une plus grande tolérance. De plus, *Bacillus subtilis* apparaît comme la plus tolérante, quelle que soit la concentration appliquée.

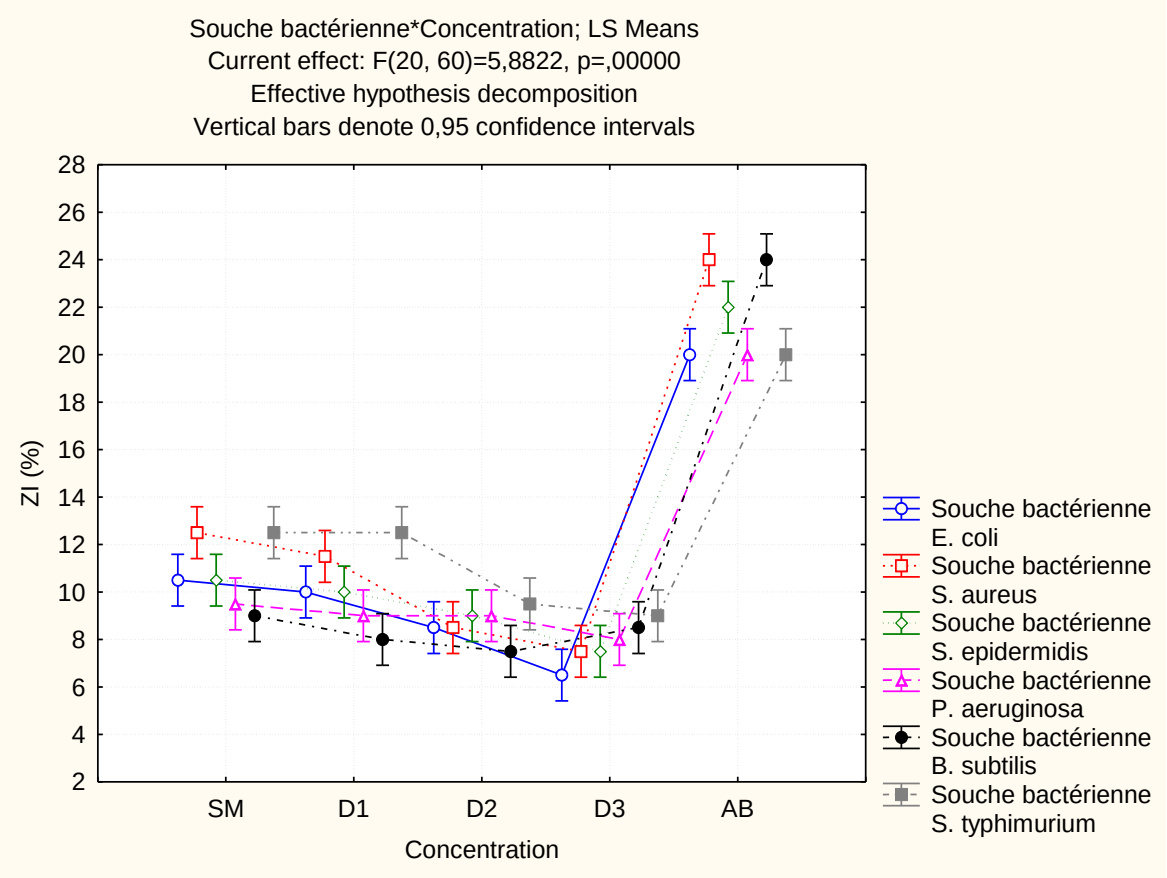


Figure 38 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge

III.2.3 *.4 Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche*

a) Tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « concentration X souche bactérienne » a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Annexe, Tableau 28). Le diamètre d'inhibition varie de 24 mm, une valeur moyenne

obtenue avec l'extrait éthanolique sur la souche bactérienne *Staphylococcus aureus*, à 6 mm, résultat de cet extrait sur *Pseudomonas aerugenosa*.

Le tableau 28 indique que l'extrait éthanolique, à sa première concentration, est aussi efficace contre *Staphylococcus aureus* que le témoin positif, le plaçant en tête du classement. Cette efficacité persiste même à des concentrations de plus en plus faibles contre cette souche. En revanche, un effet modéré a été observé sur les autres souches bactériennes.

Tableau 28 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
S. aureus	14^{d}	12^{d}	10^{f}	$8,5^{i}$	24^{a}
B. subtilis	$12,5^{d}$	$11,5^{e}$	$10,5^{e}$	$7,5^{j}$	$22,5^{b}$
S. epidermidis	$12,5^{d}$	11^{e}	$11,5^{e}$	$8,5^{i}$	$19,5^{c}$
P. aeruginosa	$9,5^{g}$	$9,5^{g}$	$7,5^{j}$	6^{k}	22^{b}
S. typhimurium	$10,5^{e}$	9^{h}	$8,5^{i}$	$7,5^{j}$	$21,5^{b}$
E. coli	$11,5^{e}$	11^{e}	$9,5^{g}$	$8,5^{i}$	22^{b}

B)- Sensibilité et résistance des souches bactériennes

L'analyse graphique montre que *Staphylococcus epidermidis* est la plus sensible suite à l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche , tandis qu' *Staphylococcus aureus* présente une plus grande tolérance, quelle que soit la concentration utilisée.

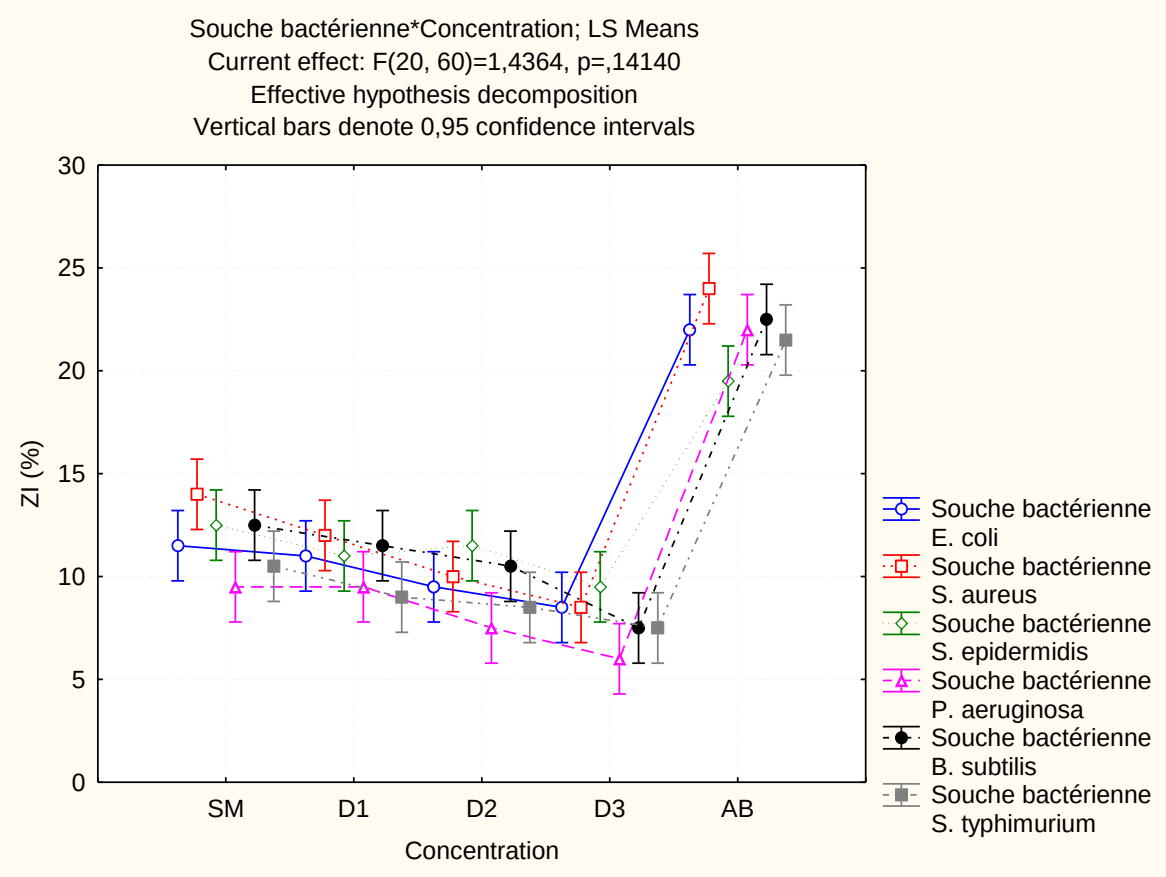


Figure 39 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche

III.2.3 .5 - *Eucalyptus sideroxylon à fleur rose*

a) -Tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « concentration X souche bactérienne » a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Annexe, Tableau 29). Le diamètre d'inhibition varie de 25 mm, une valeur moyenne obtenue avec *l'extrait éthanolique* sur la souche bactérienne *Bacillus subtilis*, à 6 mm, résultat de cet extrait sur *Staphylococcus aureus*.

En comparant la solution mère (SM), la dilution 1 (D1) et les antibiotiques (AB), nous observons des différences notables : les antibiotiques augmentent significativement les valeurs pour *Staphylococcus aureus, Bacillus subtilis, Staphylococcus epidermidis* et *Pseudomonas aerugenosa*, indiquant une forte sensibilité, surtout *pour Bacillus subtilis*. *Escherichia coli* montre la plus faible sensibilité. La dilution 1 a des valeurs légèrement inférieures à la solution mère, suggérant une activité antibactérienne encore efficace. En résumé, les antibiotiques augmentent considérablement les valeurs pour toutes les souches, en particulier *Bacillus subtilis* et *Pseudomonas aerugenosa*

.

Tableau 29 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
S. aureus	10,5^{d}	9,5^{d}	6,5^{h}	6^{i}	20^{b}
B. subtilis	10,5^{d}	9,5^{d}	9^{d}	8,5^{e}	25^{a}
S. epidermidis	10,5^{d}	10^{d}	9^{d}	7,5^{f}	21,5^{b}
P. aeruginosa	8,5^{e}	8,5^{e}	7,5^{f}	6,5^{h}	21^{b}
S. typhimurium	11^{d}	11^{d}	7,5^{f}	7^{g}	19^{b}
E. coli	11,5^{d}	10^{d}	9^{d}	7^{g}	17^{c}

B)- Sensibilité et résistance des souches bactériennes

L'analyse graphique de la figure 40 montre que *Staphylococcus epidermidis* est la plus sensible suite à l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose quelque soit la concentration utilisée, cependant, *Pseudomonas aerugenosa* est la plus tolérante, les autres souches occupent des positions intermédiaires

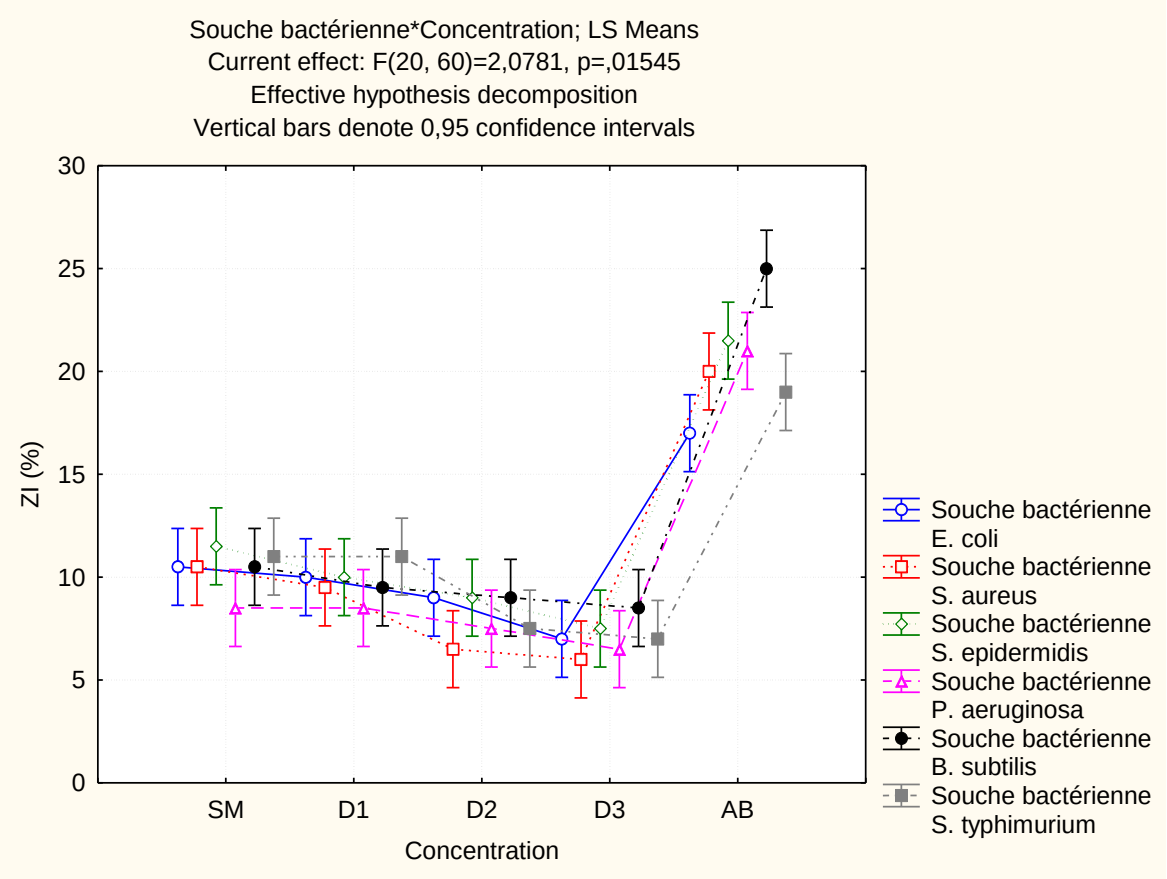


Figure 40 : Sensibilité et résistance des souches bactériennes après l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose

IV - Comparaison entre l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge, rose et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère

IV – 1 Région de Médéa

Extrait méthanolique

Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction "sous-espèce x souche bactérienne" a révélé une différence significative ($P<0,05$) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 30). Le diamètre d'inhibition varie de 15 mm, qui est la valeur moyenne obtenue après l'application de *l'extrait méthanolique d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur la souche bactérienne *Bacillus subtilis*, à 11.5 mm et 10.5 mm , observé avec l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche et rose .

Le test de Fisher indique que l'extrait méthanolique *d'E. sideroxylon* à fleur rouge est particulièrement efficace contre *Bacillus subtilis*, de même que l'extrait méthanolique *d'E. sideroxylon* à fleur blanche sur *Escherichia coli* et fleur rose sur S.aureus , atteignant des zones d'inhibitions de 14,5 mm et 14.5 mm, respectivement (Figure 41). Les effets sur les autres souches sont comparables entre les 3 sous-espèces.

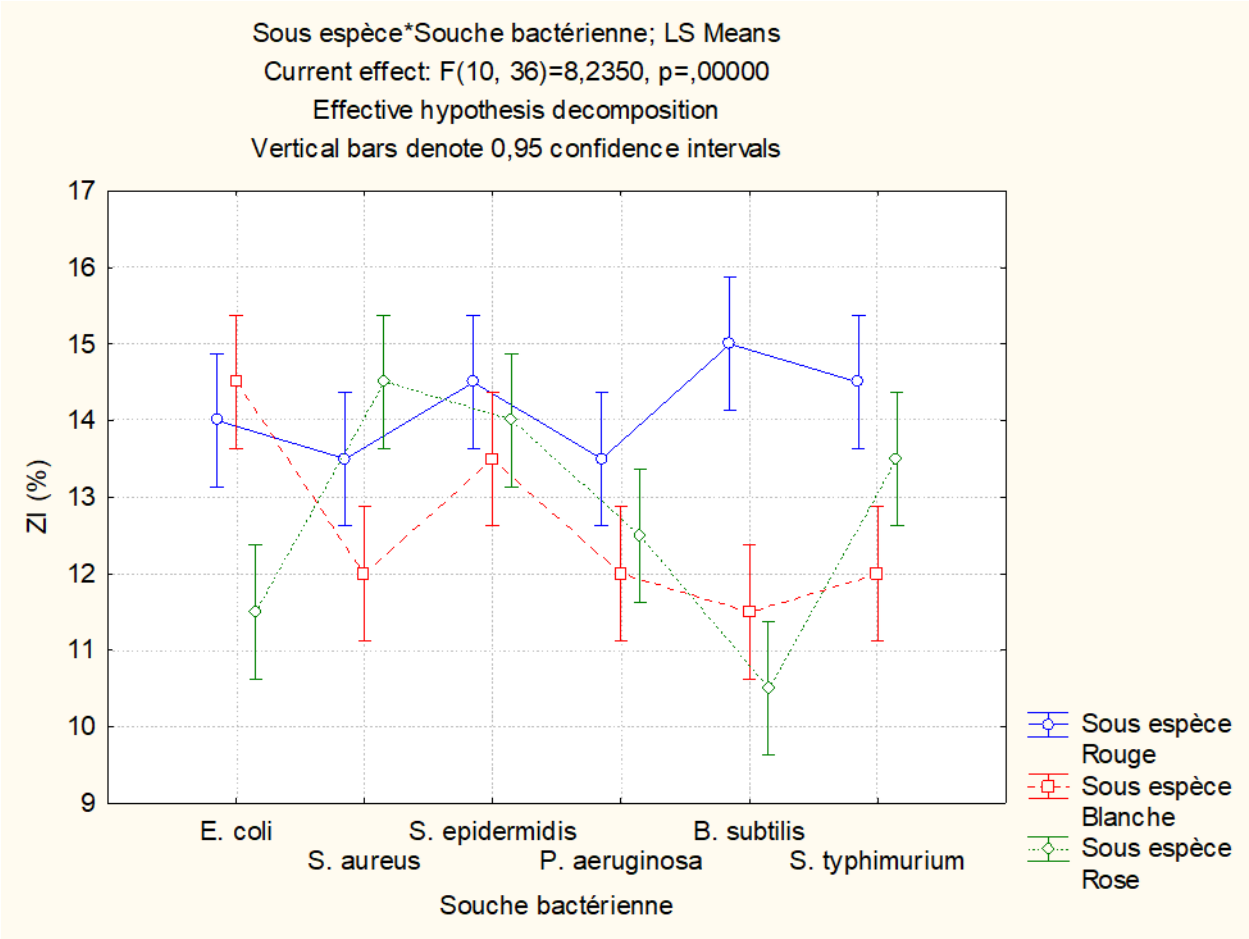


Figure 41 : Comparaison entre l'extrait méthanolique *de l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge, rose et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère

IV – 2 Région de Boumerdes

Extrait méthanolique

Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction "sous-espèce x souche bactérienne" a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 31). Le diamètre d'inhibition varie de 14 mm, qui est la valeur moyenne obtenue après l'application de *l'extrait méthanolique d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur la souche bactérienne *Staphylococcus epidermidis*, à 10 mm , observé avec l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche sur *salmonella typhimurium*.

Selon le test de Fisher, l'extrait méthanolique d'E. sideroxylon à fleur rouge démontre une efficacité particulière contre *Staphylococcus epidermidis*, *salmonella typhimurium* et *Escherichia coli*, avec une zone d'inhibition de 14 mm, alors que l'extrait méthanolique

d'E. sideroxylon à fleur blanche présente un effet significatif uniquement contre *Staphylococcus epidermidis* , avec une zone d'inhibition de 13 mm (Figure 42).

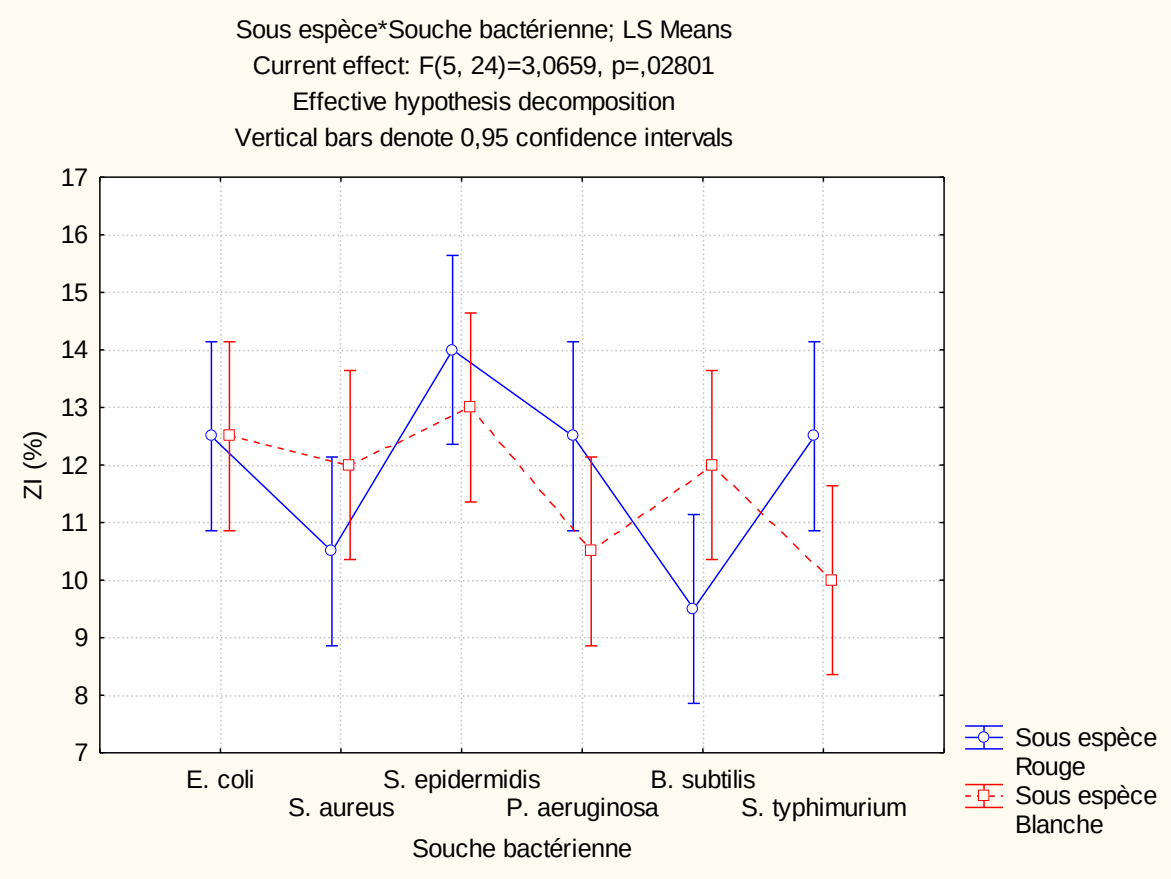


Figure 42 : Comparaison entre l'extrait méthanolique *de l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère

V -Comparaison entre l'extrait éthanolique de la fleur rouge et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère

V -1 Région de Médéa

Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « sous-espèce x souche bactérienne » a montré une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 32). Le diamètre d'inhibition varie de 14 mm, obtenu avec l'application de l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche sur *Staphylococcus aureus*, à 9.5 mm et 8.5 mm , observé avec l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge et rose sur *Bacillus subtilis* et *Pseudomonas aerugenosa* respectivement .

Selon le test de Fisher, l'extrait éthanolique *d'E. sideroxylon* à fleur blanche est particulièrement efficace contre *Staphylococcus aureus*, tandis que l'extrait éthanolique *d'E. sideroxylon* à fleur rouge montre une efficacité notable contre *salmonella typhimurium*, atteignant des zones d'inhibition de 12 mm et , l'extrait éthanolique *d'E. sideroxylon* à fleur rose montre une efficacité faible contre *Pseudomonas aerugenosa* , atteignant des zones d'inhibition de 8.5 mm respectivement (Figure 43). Les effets sur les autres souches sont similaires entre les 3 sous-espèces.

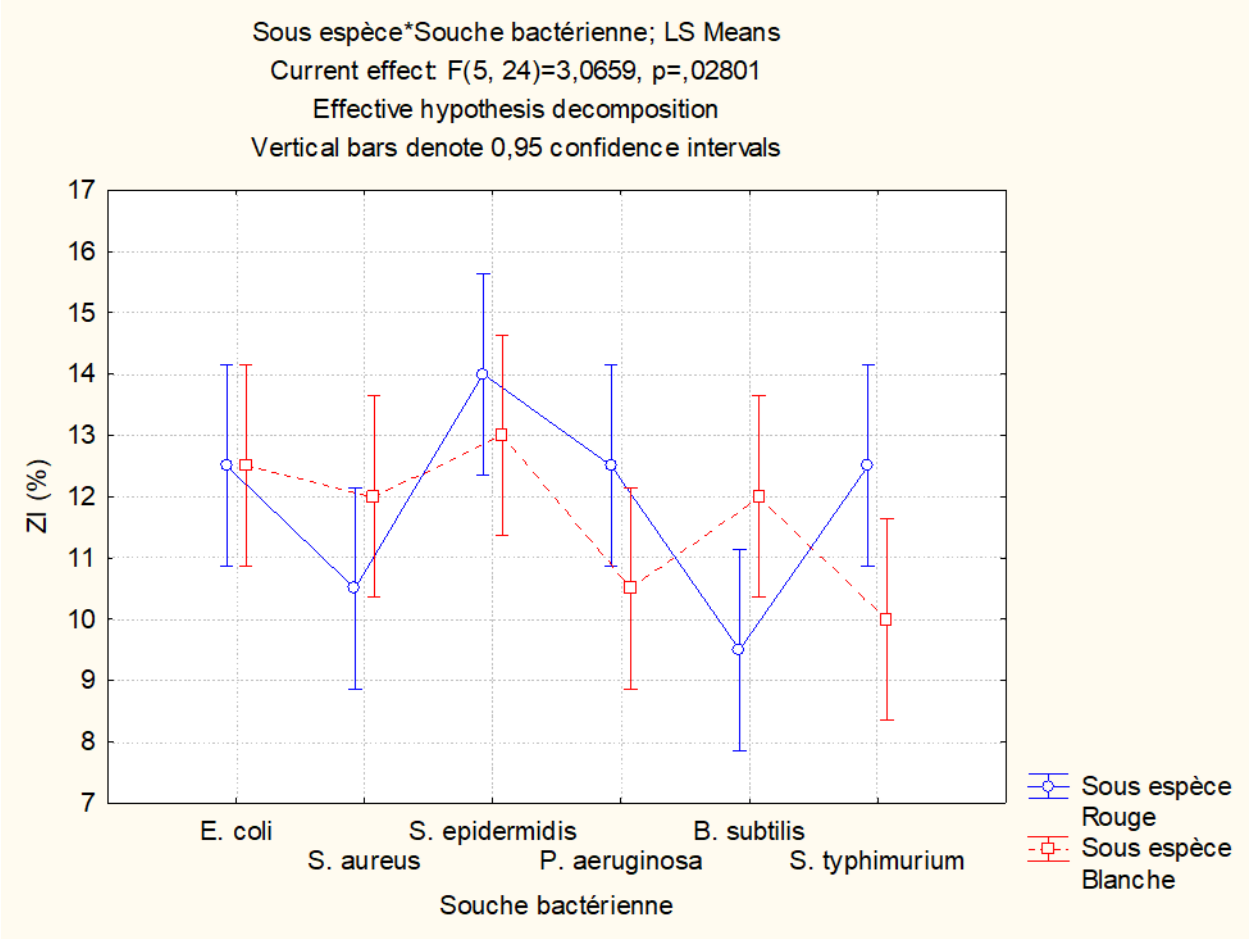


Figure 43 : Comparaison entre l'extrait éthanolique de la fleur rouge et celui de la fleur blanche e pour la dose de la solution mère

V -2 Région de Boumerdes

Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « sous-espèce x souche bactérienne » a montré une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 33). Le diamètre d'inhibition varie de 13 mm, obtenu avec l'application de l'extrait

éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche sur S. aureus, à 7 mm , observé avec l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur *Pseudomonas aerugenosa*.

Selon le test de Fisher, l'extrait éthanolique *d'E. sideroxylon* à fleur rouge est particulièrement efficace contre S. aureus, tandis que l'extrait éthanolique *d'E. sideroxylon* à fleur rouge montre une efficacité notable contre *Bacillus subtilis*, atteignant des zones d'inhibition de 12 mm et montre une efficacité faible contre *Pseudomonas aerugenosa* atteignant des zones d'inhibition de 7 mm (Figure 44). Les effets sur les autres souches sont similaires entre les deux sous-espèces.

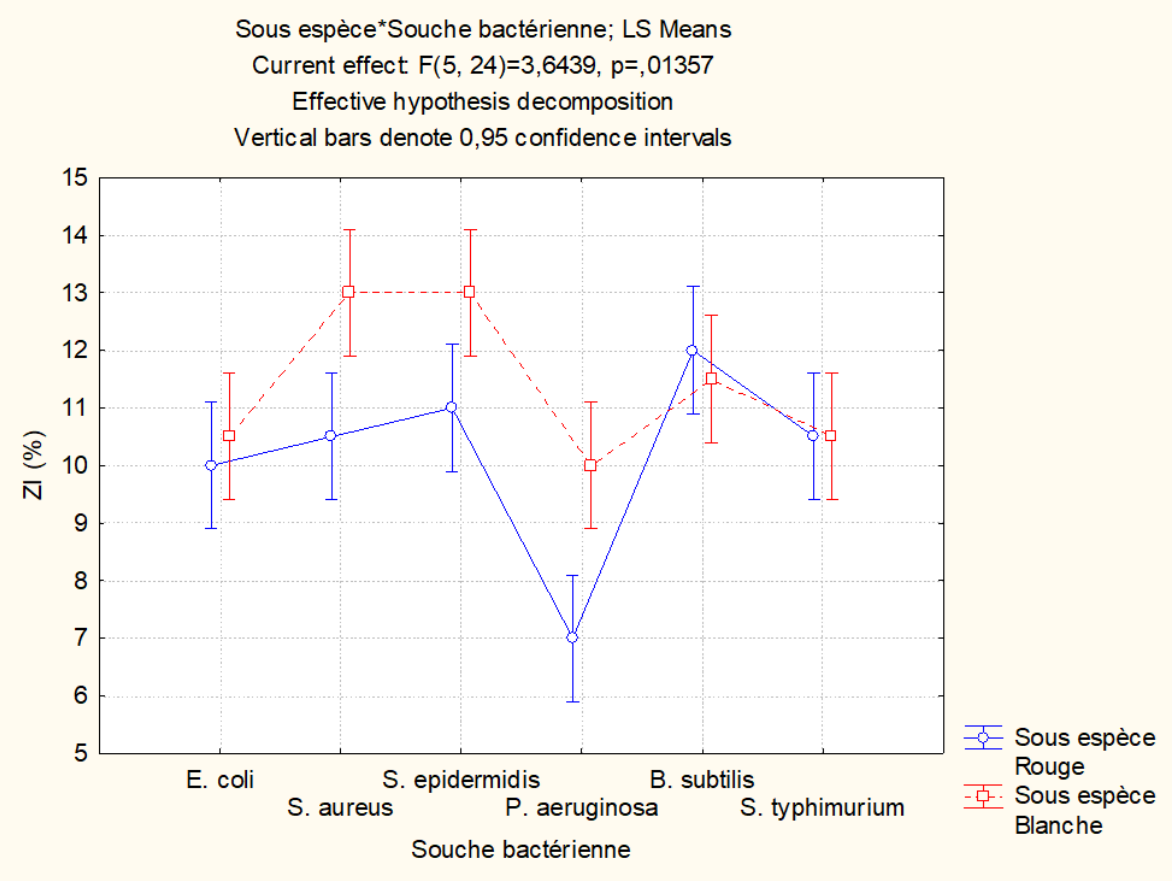


Figure 44 : Comparaison entre l'extrait éthanolique de la fleur rouge et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère

VI - Comparaison entre les deux extraits méthanolique et ethanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge pour la dose de la solution mère

VI -1 Région de Médéa

Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « Type d'extrait x souche bactérienne » pour *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge a mis en évidence une différence significative ($P<0,05$) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 34). Les diamètres d'inhibition varient, allant de 15 mm, obtenus avec l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur la souche bactérienne *Bacillus subtilis,* à 9 mm, observés avec l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur *Bacillus subtilis*.

Selon le test de Fisher, l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge montre une efficacité notable contre *Bacillus subtilis,* tout comme l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge contre *Staphylococcus aureus,* atteignant respectivement des zones d'inhibition de 15 mm et 12,5 mm (Figure 55). Les effets sur les autres souches sont similaires pour les deux sous-espèces.

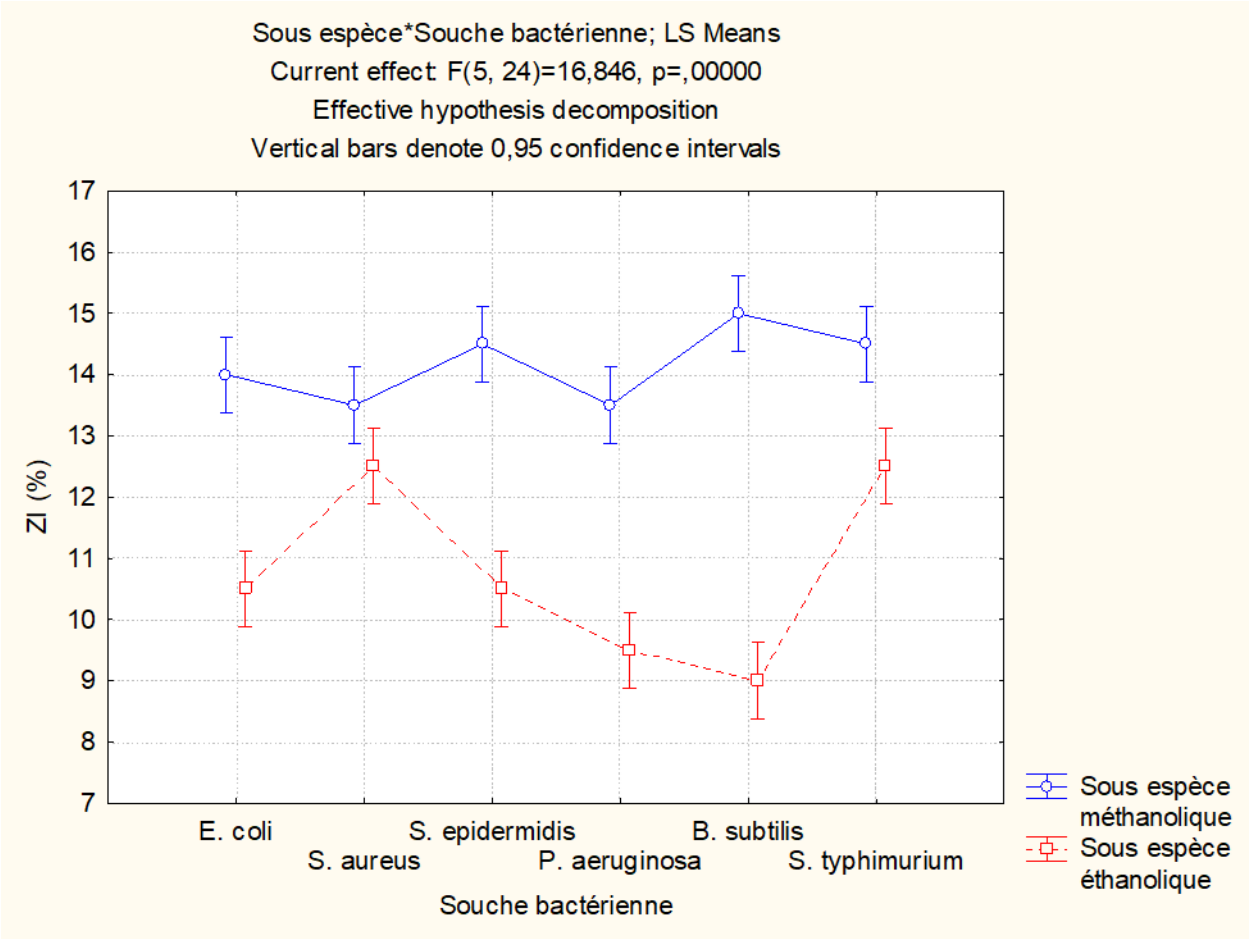


Figure 45 : Comparaison entre les deux extraits méthanolique et ethanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge pour la dose de la solution mère

VI – 2 Région de Boumerdes

Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « Type d'extrait x souche bactérienne » pour l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge a mis en évidence une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 35). Les diamètres d'inhibition varient, allant de 14 mm, obtenus avec l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur la souche bactérienne *Staphylococcus epidermidis*, à 7 mm, observés avec l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur *Pseudomonas aerugenosa* .

Selon le test de Fisher, l'extrait méthanolique *d'E. sideroxylon* à fleur rouge montre une efficacité notable contre S. epidermidis , tout comme l'extrait éthanolique *d'E. sideroxylon* à fleur rouge *contre Bacillus subtilis*, atteignant respectivement des zones

d'inhibition de 14 mm et 12 mm (Figure 56). Les effets sur les autres souches sont similaires pour les deux sous-espèces

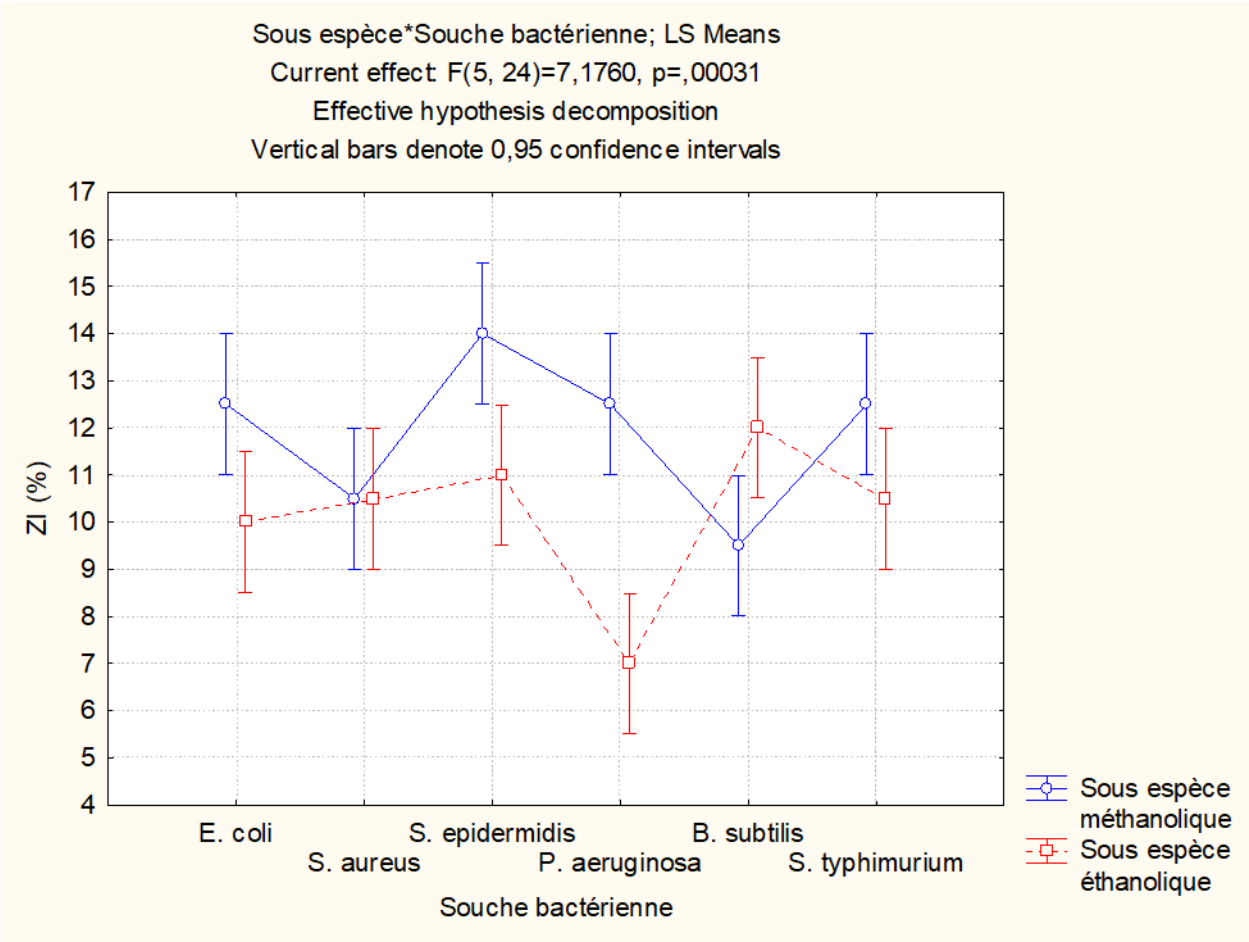


Figure 46 : Comparaison entre les deux extraits méthanolique et ethanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge pour la dose de la solution mère

VII-Comparaison entre les deux extraits méthanolique et éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche pour la dose de la solution mère

VII-1 Région de Médéa

Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « Type d'extrait x souche bactérienne » pour *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche a mis en évidence une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Figure 47). Les diamètres d'inhibition varient de 14,5 mm, moyenne obtenue avec l'application de l'extrait

méthanolique de cette sous-espèce sur la souche bactérienne *Escherichia coli*, à 9.5 mm, observée avec l'extrait éthanolique de la même sous-espèce *sur Pseudomonas aerugenosa*.(tablaue 36)

Selon le test de Fisher, l'extrait méthanolique *d'E. sideroxylon* à fleur blanche est particulièrement efficace contre *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, et *Staphylococcus epidermidis*, les classant en groupe A. De plus, bien que cet extrait soit moins efficace contre les autres souches bactériennes, il demeure aussi performant que l'extrait éthanolique contre certaines souches comme *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* et *Bacillus subtilis*.

VII-2 Région de Boumerdes

Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « Type d'extrait x souche bactérienne » pour *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche a révélé une différence significative ($P<0,05$) entre les moyennes des zones d'inhibition (Figure 47). Les diamètres d'inhibition varient de 13 mm, moyenne obtenue avec l'application de l'extrait méthanolique de cette sous-espèce sur la souche bactérienne *Staphylococcus epidermidis*, à 10 mm, observée avec l'extrait éthanolique de la même sous-espèce *sur Pseudomonas aerugenosa*.(tableau 37)

Selon le test de Fisher, l'extrait méthanolique *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche est particulièrement efficace contre *Escherichia coli* , *Bacillus subtilis*, et *Staphylococcus epidermidis*, les classant en groupe A. De plus, bien que cet extrait soit moins efficace contre d'autres souches bactériennes, il reste aussi performant que l'extrait éthanolique contre certaines souches comme *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis*.

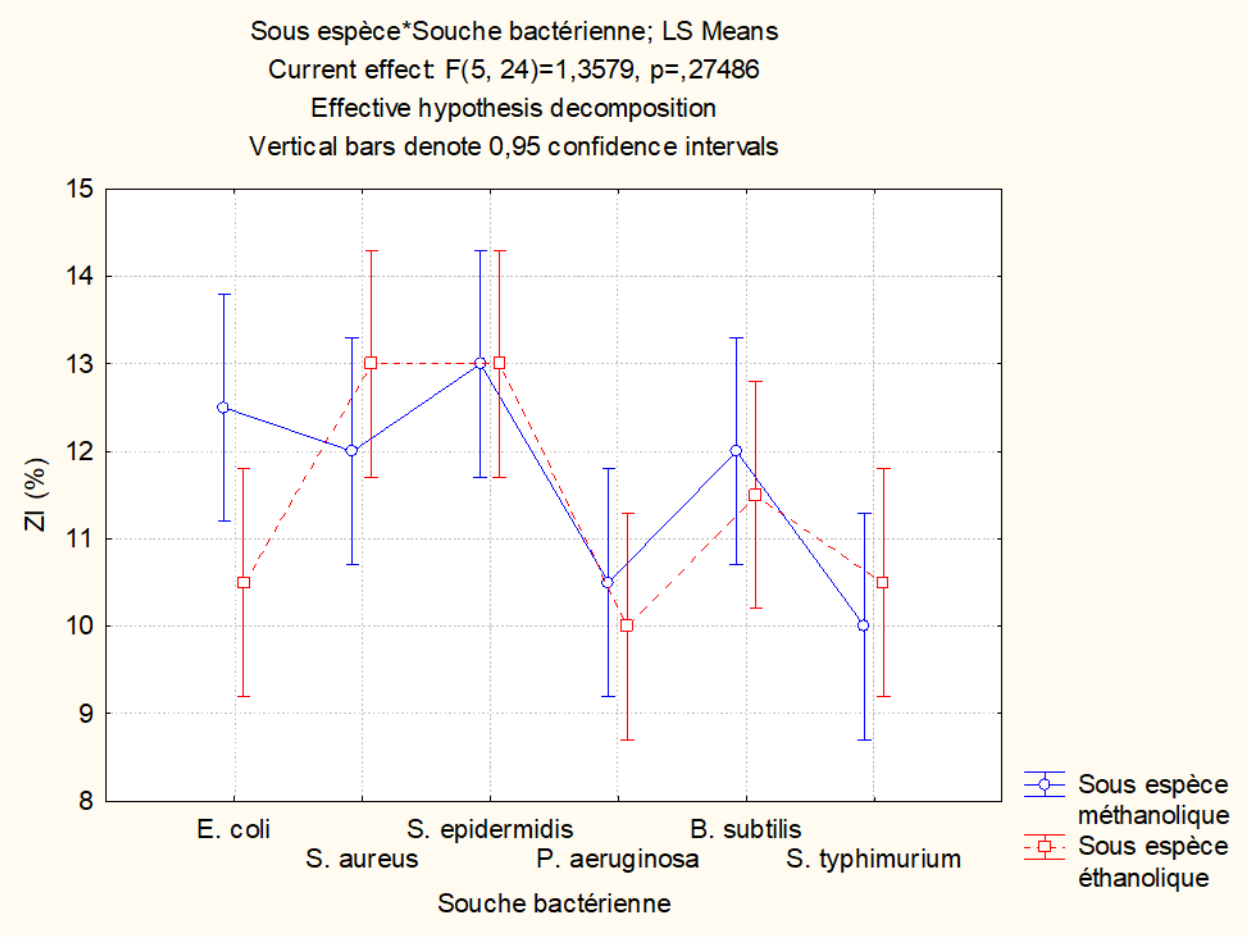


Figure 47 : Comparaison entre les deux extraits méthanolique et éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche pour la dose de la solution mère

VIII- Activité antifongique :

Dans cette partie, uniquement l'interaction « Concentration * Souche fongique » qui est discutée

VIII-I- Extrait méthanolique

Région de Boumerdes

VIII-I-1- Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge

A) -Tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « concentration X Souche antifongique » a mis en évidence une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 38). Le diamètre d'inhibition s'étale de de 12,5 mm, valeur moyenne obtenue avec l'extrait méthanolique appliqué sur la souche fongique

Aspergillus brasiliensis , à 6 mm, correspondant à l'effet de antibiotique sur *Candida albicans , Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis*

Le tableau 38 montre que l'efficacité de l'extrait méthanolique à la première concentration contre *Aspergillus brasiliensisle* positionne en tête du classement, au un niveau plus élevé que le témoin positif. Cet extrait demeure efficace contre la même souche, même à des concentrations de plus en plus faibles. Un effet modéré a été enregistré sur le reste des souches fongique .

Tableau 38 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
C. albicans	12^{a}	10.5^{c}	10^{c}	6.5^{f}	6^{f}
S. cerevisiae	10.5^{c}	9.5^{d}	8.5^{e}	8.5^{e}	6^{f}
A. brasiliensis	12.5^{a}	11^{b}	9.5^{d}	8.5^{e}	6^{f}

b) -Sensibilité et résistance des souches fongique

Le graphique montre que les souches fongiques Candida albicans, *Saccharomyces cerevisiae*, et *Aspergillus brasiliensis* deviennent moins sensibles à mesure que la concentration du traitement augmente. Candida albicans perd le plus de sensibilité (de 11 % à 6 %), suivie par *Saccharomyces cerevisiae* (de 12 % à 8 %), tandis que *Aspergillus brasiliensis* montre la moindre diminution (de 11 % à 7 %). Globalement, toutes les souches montrent une diminution de sensibilité avec l'augmentation de la concentration, *Candida albicans* étant la plus sensible et *Aspergillus brasiliensis* la moins sensible.

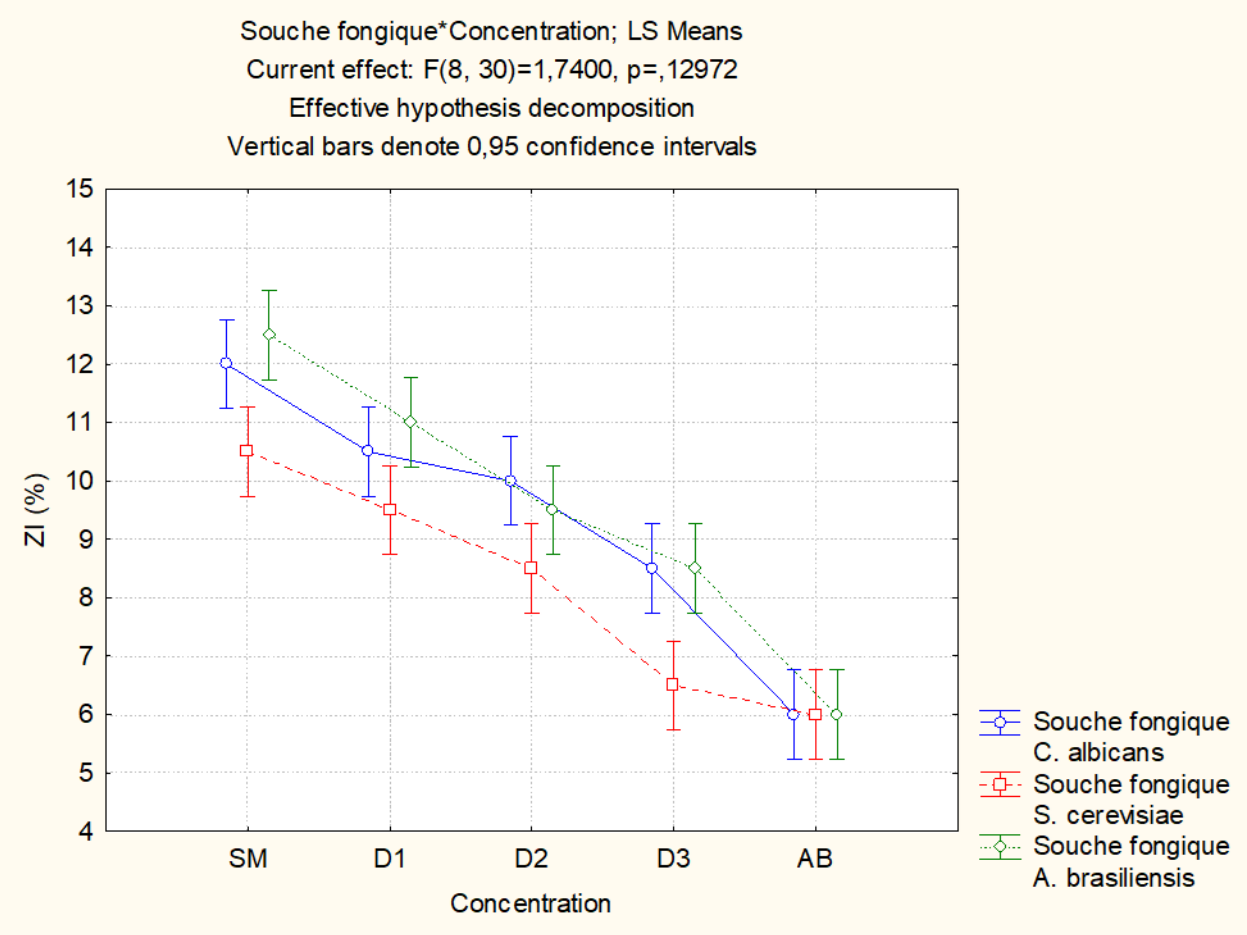


Figure 48 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge

VIII-I-2 - Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche

a) -Tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « concentration X Souche fongique» a mis en évidence une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 39). Le diamètre d'inhibition s'étale de de 10,5 mm, valeur moyenne obtenue avec l'extrait méthanolique appliqué sur la souche fongique *Candida albicans* , à 6 mm, correspondant à l'effet de antibiotique sur *Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis*

.

La table 39 montre que les souches fongiques (*Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae, Aspergillus brasiliensis*) sont moins sensibles à l'antibiotique (AB) qu'à la solution mère (SM). *Candida albicans et Aspergillus brasiliensis* voient leur sensibilité diminuer de 10.5 à 6, tandis que *Saccharomyces cerevisiae*, passe de 8.5 à

6. L'antibiotique réduit donc efficacement la sensibilité de toutes les souches, mais son impact est plus marqué pour *Candida albicans et Aspergillus brasiliensis* que pour *Saccharomyces cerevisiae,*.

Tableau 39 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
C. albicans	*10.5*^{a}	9.5^{b}	8^{d}	7.5^{e}	6^{g}
S. cerevisiae	*8.5*^{c}	7.5^{e}	6^{g}	6^{g}	6^{g}
A. brasiliensis	*10.5*^{a}	9^{b}	7.5^{e}	7.5^{e}	6^{g}

c) -Sensibilité et résistance des souches fongique

Le graphique montre que les souches fongiques ont des résistances variées aux agents antifongiques. *Candida albicans* est la plus résistante, avec un indice de zone d'inhibition (ZI) élevé même à faibles concentrations, et supérieur aux autres souches à des concentrations élevées. *Saccharomyces cerevisiae* , est la moins résistante, avec un ZI qui diminue significativement dès les faibles concentrations. *Aspergillus brasiliensis* a une résistance intermédiaire avec un ZI modéré et une diminution moins abrupte. Toutes les souches montrent une diminution du ZI avec l'augmentation de la concentration, indiquant une résistance accrue, et *Candida albicans* maintient un ZI élevé à des concentrations élevées, suggérant une résistance intrinsèque supérieure.

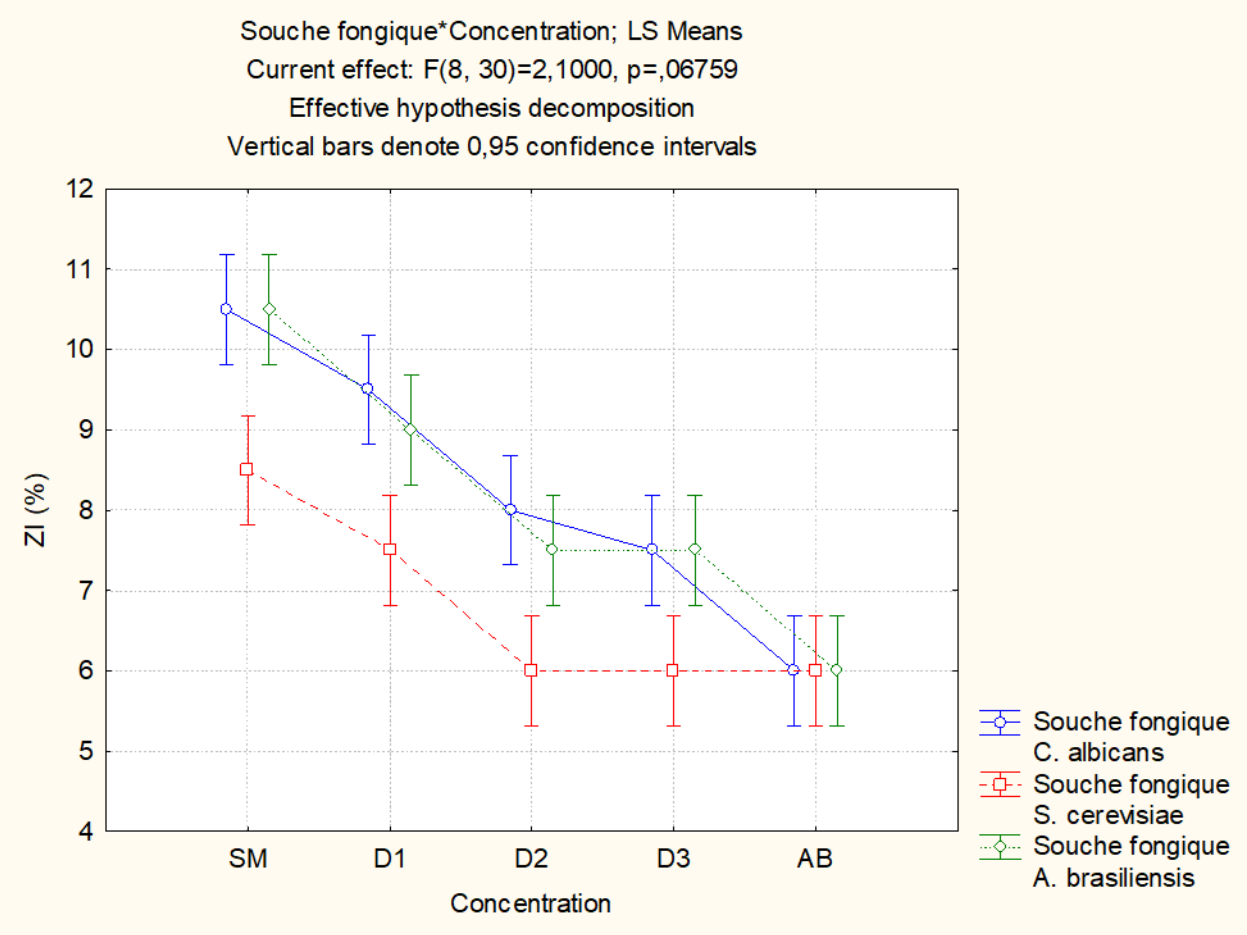


Figure 49 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche

Région de Médéa

VIII-I-3- *Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge*

a) Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « concentration X Souche fongique» a mis en évidence une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 40). Le diamètre d'inhibition s'étale de de 11,5 mm, valeur moyenne obtenue avec l'extrait méthanolique appliqué sur la souche fongique *Aspergillus brasiliensis*, à 6 mm, correspondant à l'effet de antibiotique sur *Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis*

La table 40 montre que La dilution 3 (D3) a montré des zones d'inhibition plus grandes que les antibiotiques (AB) pour inhiber la croissance des micro-organismes *Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis*. Cela montre que D3 est plus efficace que les antibiotiques pour inhiber la croissance de ces micro-organismes.

Tableau 40 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
C. albicans	11^{a}	9.5^{c}	8.5^{d}	7.5^{f}	6^{h}
S. cerevisiae	9.5^{c}	8.5^{d}	7.5^{f}	6.5^{g}	6^{h}
A. brasiliensis	11.5^{a}	10^{b}	9^{c}	8^{e}	6^{h}

c) -Sensibilité et résistance des souches fongique

Candida albicans et Saccharomyces cerevisiae montrent une diminution similaire de leur zone d'inhibition, passant d'environ 9,5 % (SM) à environ 6 % (AB), indiquant une résistance croissante. *Aspergillus brasiliensis* commence avec une zone d'inhibition plus élevée de 11,5 % (SM), diminuant à environ 6 % (AB), ce qui montre une sensibilité initiale plus grande mais une résistance similaire avec des concentrations croissantes. En conclusion, toutes les souches montrent une résistance croissante aux solutions plus diluées.

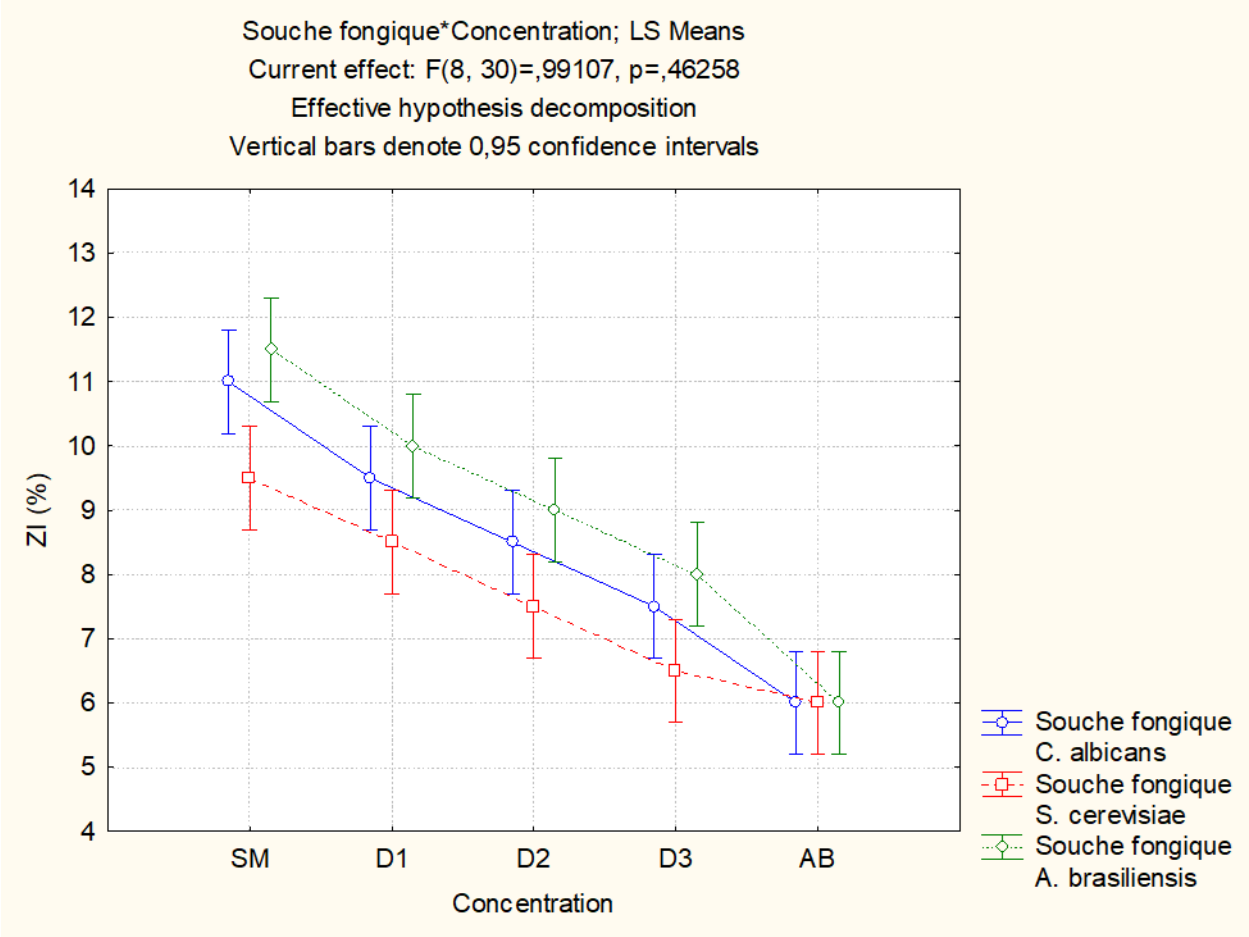


Figure 50 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge

VIII-I-4 - *Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche

a) Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « concentration X Souche fongique» a mis en évidence une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 41). Le diamètre d'inhibition s'étale de de 11 mm, valeur moyenne obtenue avec l'extrait méthanolique appliqué sur la souche fongique *Candida albicans*, à 6 mm, correspondant à l'effet de antibiotique *sur Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis.*

La table 41 montre que la différences entre *Candida albicans* et *Aspergillus brasiliensis* se focalise sur les zones d'inhibition pour chaque traitement. Les deux souche présentent des zones d'inhibition identiques avec les traitements SM, D1 et AB ,indiquant une efficacité équivalente de ces solutions. Cependant, les traitements D2et D3 montrent une

plus grande efficacité contre *Candida albicans* par rapport à *Aspergillus brasiliensis*, avec des zones d'inhibition de 10,5 mm contre 8,5 mm pour D2 , et de 8,5 mm contre 7 mm pour D3 .

Tableau 41 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
C. albicans	11^{a}	9.5^{b}	10.5^{a}	8.5^{c}	6^{f}
S. cerevisiae	10.5^{b}	9^{b}	8^{d}	6.5^{e}	6^{f}
A. brasiliensis	11^{a}	9.5^{b}	8.5^{c}	7^{e}	6^{f}

c) -Sensibilité et résistance des souches fongique

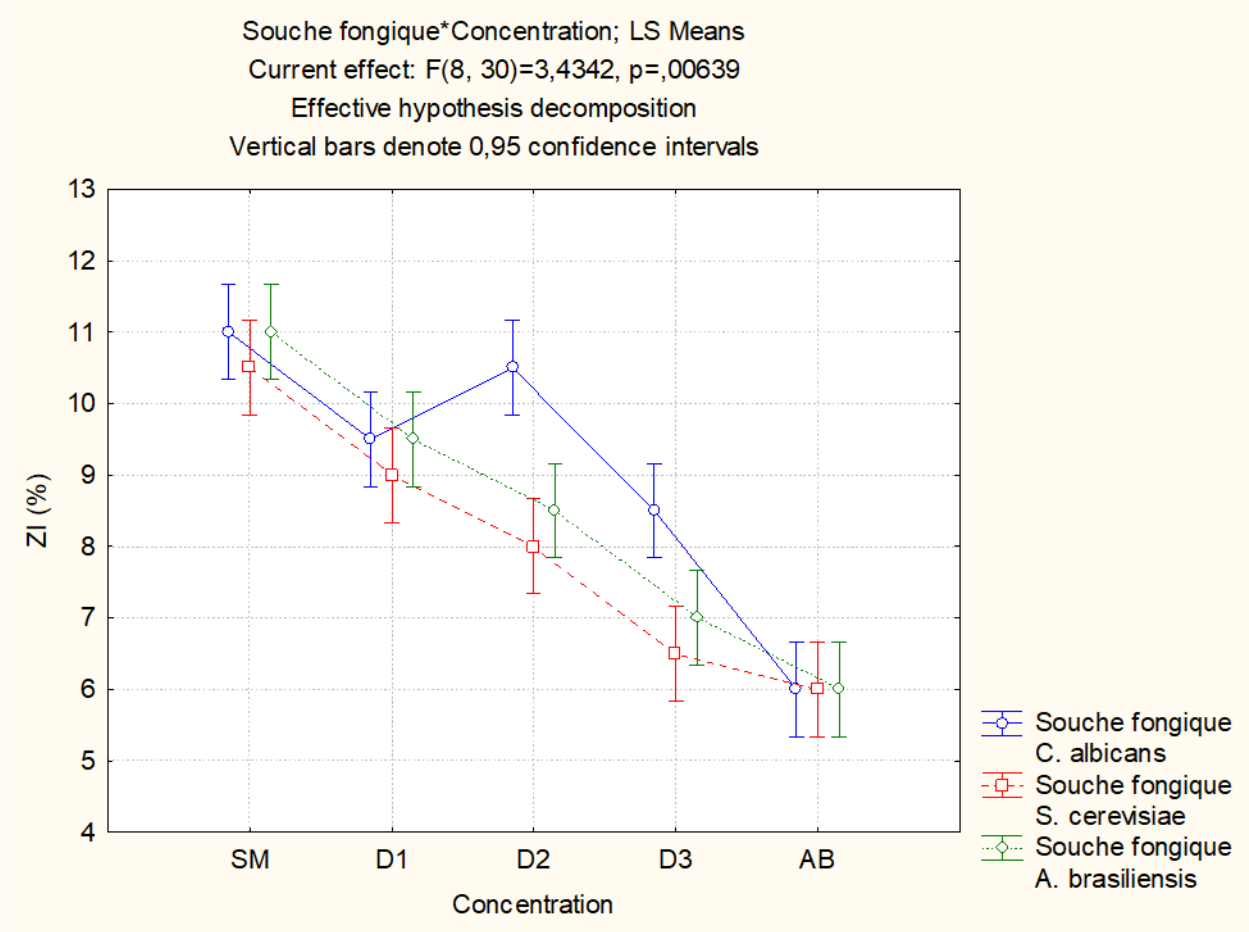


Figure 51 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche

VIII-I-5- *Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose

a) Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « concentration X Souche fongique» a mis en évidence une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 42). Le diamètre d'inhibition s'étale de de 11.6 mm, valeur moyenne obtenue avec l'extrait méthanolique appliqué sur la souche fongique Aspergillus brasiliensis à 6 mm, correspondant à l'effet de antibiotique sur *Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis.*

La discussion sur les dilutions pour la souche *Aspergillus brasiliensis* et *Candida albicans* révèle que la (SM) et la dilution D1 sont les plus efficaces . L'efficacité diminue avec les dilutions D2 et D3 et l'antibiotique montre la plus faible efficacité . donc cette l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose sont efficace sur les *Aspergillus brasiliensis et Candida albicans.*

Tableau 42 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
C. albicans	11.5^{a}	11.5^{a}	9.5^{b}	9^{c}	6^{e}
S. cerevisiae	11^{a}	9.5^{b}	8.5^{c}	7.5^{d}	6^{e}
A. brasiliensis	11.6^{a}	11.5^{a}	10.5^{a}	9.5^{b}	6^{e}

c) -Sensibilité et résistance des souches fongique

L'analyse graphique montre que *Aspergillus brasiliensis* est la plus sensible suite à l'application de l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose quelle que soit la concentration utilisée, en effet, elles s'avèrent sensible à forte concentration (SM et AB, C2) et tolérante à une concentration moyenne C3.

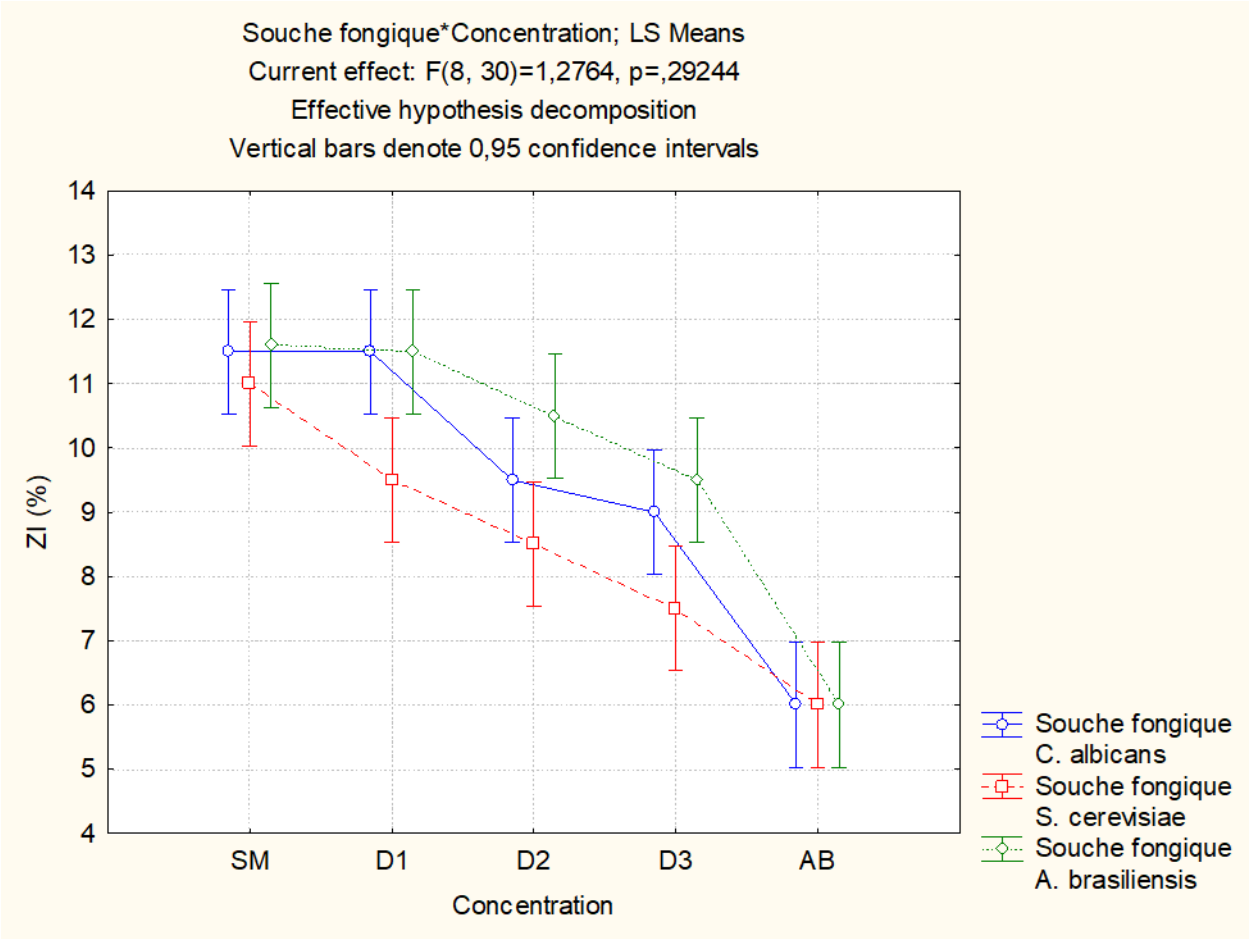


Figure 52 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rose

VIII-2- Extrait éthanolique

Région de Boumerdes

VIII-2-1- *Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge

A) -Tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « concentration X souche fongique» a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Annexe, Tableau 43). Le diamètre d'inhibition varie de12.5 mm, une valeur moyenne obtenue avec l'extrait éthanolique sur la souche fongique *Candida albicans*, à 6 mm correspondant à l'effet de antibiotique sur *Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae* et *Aspergillus brasiliensis*.

les données de tableau 43 montrent que les antibiotiques réduisent significativement la résistance par rapport aux dilutions D1 et D2. *Candida albicans, Saccharomyces*

cerevisiae et Aspergillus brasiliensis. ont toutes une résistance plus élevée en D1 par rapport à D2, et encore plus par rapport à AB. Ces résultats soulignent l'effet notable des antibiotiques et des différentes dilutions sur la résistance des souches .

Tableau 43 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
C. albicans	12.5^{a}	10.5^{c}	9.5^{d}	8.5^{e}	6^{h}
S. cerevisiae	10.5^{c}	9.5^{d}	8.5^{e}	7.5^{f}	6^{h}
A. brasiliensis	11.5^{b}	9.5^{d}	8^{g}	7^{g}	6^{h}

c) -Sensibilité et résistance des souches fongique

À travers toutes les concentrations présentées dans le graphique *Aspergillus brasiliensis* montre systématiquement une zone d'inhibition (ZI) plus élevée que *Saccharomyces cerevisiae*, suggérant une sensibilité ou une réactivité plus grande à l'extrait utilisé. À la concentration SM, *Aspergillus brasiliensis* a une ZI de 12% contre 9% pour *Saccharomyces cerevisiae* . Cette tendance se maintient avec des autre dilution D1 , D2, D3 .

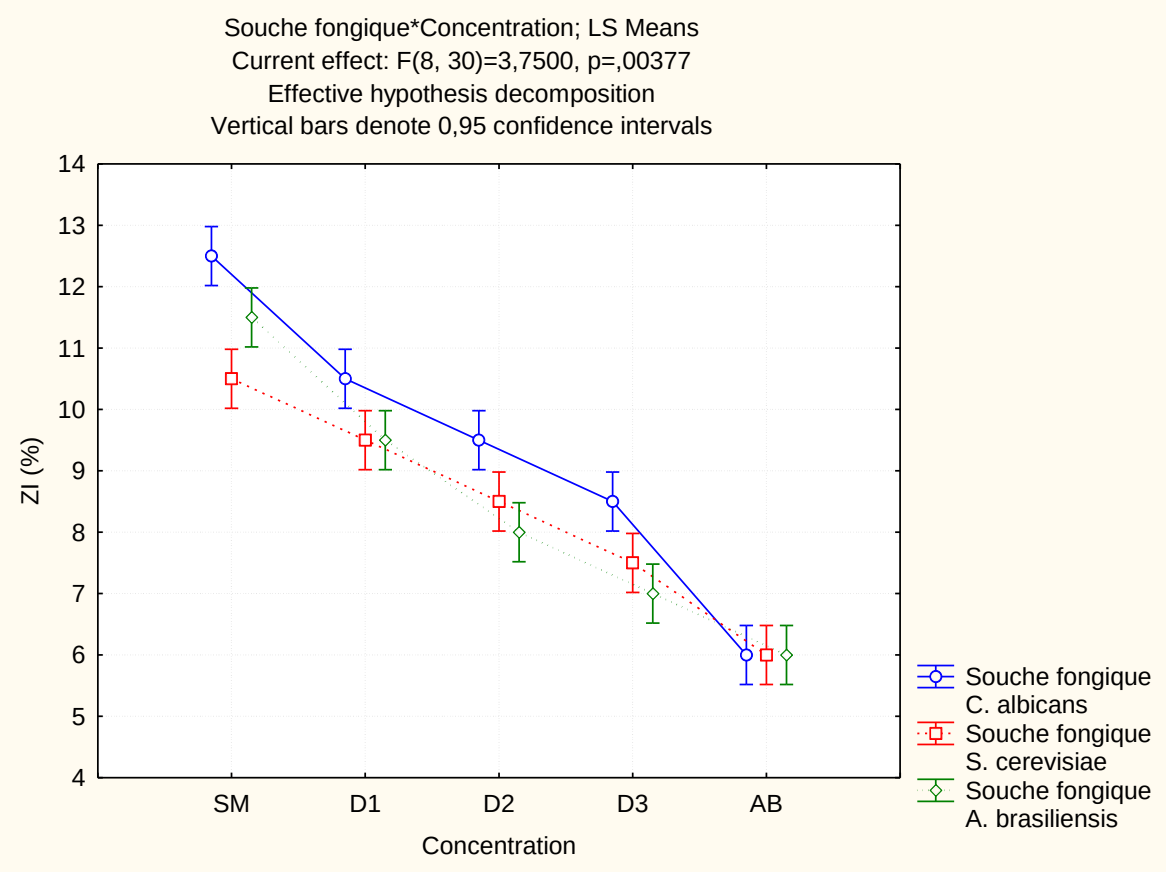


Figure 53 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge

VIII-2-2- *Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche

a) Analyse de la variance

L'analyse de la variance pour l'interaction « concentration X souche fongique» a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Annexe, Tableau 44). Le diamètre d'inhibition varie de11.5 mm, une valeur moyenne obtenue avec l'extrait éthanolique sur la souche fongique *Saccharomyces cerevisiae* ,à 6 mm correspondant à l'effet de antibiotique sur *Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis.*

En comparant la solution mère (SM) et la dilution 1 (D1) parmi les souches *Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis*., on observe que C. albicans montre une réduction significative de 11.5 mm à 9.5mm, *Saccharomyces cerevisiae* de 11.5 mm à 10mm, et *Aspergillus brasiliensis* de 11.5mm à 10.5mm. Toutes les souches subissent une réduction d'activité ou de concentration de SM à D1, *avec C. albicans* étant la plus affectée.(Figure 62)

Tableau 44 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
C. albicans	11.5^{a}	9.5^{c}	8.5^{d}	7.5^{e}	6^{f}
S. cerevisiae	11.5^{a}	10^{b}	7.5^{e}	6.5^{f}	6^{f}
A. brasiliensis	11.5^{a}	10.5^{b}	9.5^{c}	8.5^{d}	6^{f}

b) Sensibilité et résistance des souches fongique

L'analyse graphique montre que *Aspergillus brasiliensis* est la plus sensible suite à l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanch quelle que soit la concentration utilisée, en effet, elles s'avèrent sensible à forte concentration (SM) et tolérante à une concentration moyenne C3 et AB .

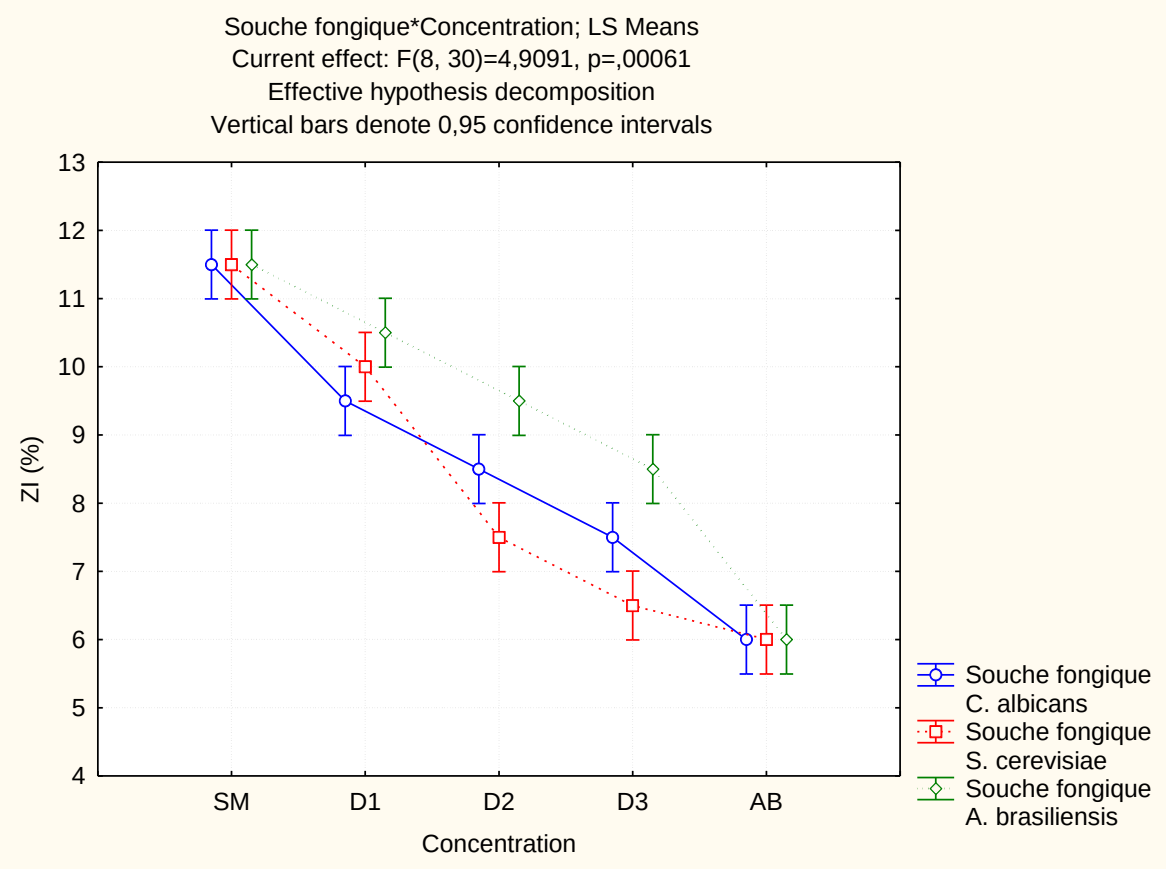


Figure 54 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche

Région de medea

VIII-2-3- *Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge

A)-Tableau de l'analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « concentration X Souche fongique» a mis en évidence une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 45). Le diamètre d'inhibition s'étale de de 12,5 mm, valeur moyenne obtenue avec l'extrait éthanolique appliqué sur la souche fongique *Saccharomyces cerevisiae*

, à 6 mm, correspondant à l'effet de antibiotique sur *Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis.*

La table 34 montre que La dilution 3 (D3) a montré des zones d'inhibition plus grandes que les antibiotiques (AB) pour inhiber la croissance des micro-organismes *Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis*. Cela montre que D3 est plus efficace que les antibiotiques pour inhiber la croissance de ces micro-organismes

Tableau 45 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
C. albicans	10.5^{b}	9.5^{d}	8.5^{e}	7.5^{f}	6^{h}
S. cerevisiae	12.5^{a}	11.5^{b}	10.5^{b}	8.5^{e}	6^{h}
A. brasiliensis	11^{b}	10^{c}	8^{f}	7^{g}	6^{h}

B) Sensibilité et résistance des souches fongique

Le graphique compare la résistance *de Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis*. à différentes concentrations. *Candida albicans,* montre une résistance initiale élevée qui diminue rapidement, *Saccharomyces cerevisiae* a une résistance légèrement inférieure mais diminue moins vite, et *Aspergillus brasiliensis* maintient la résistance la plus élevée avec une diminution plus lente.

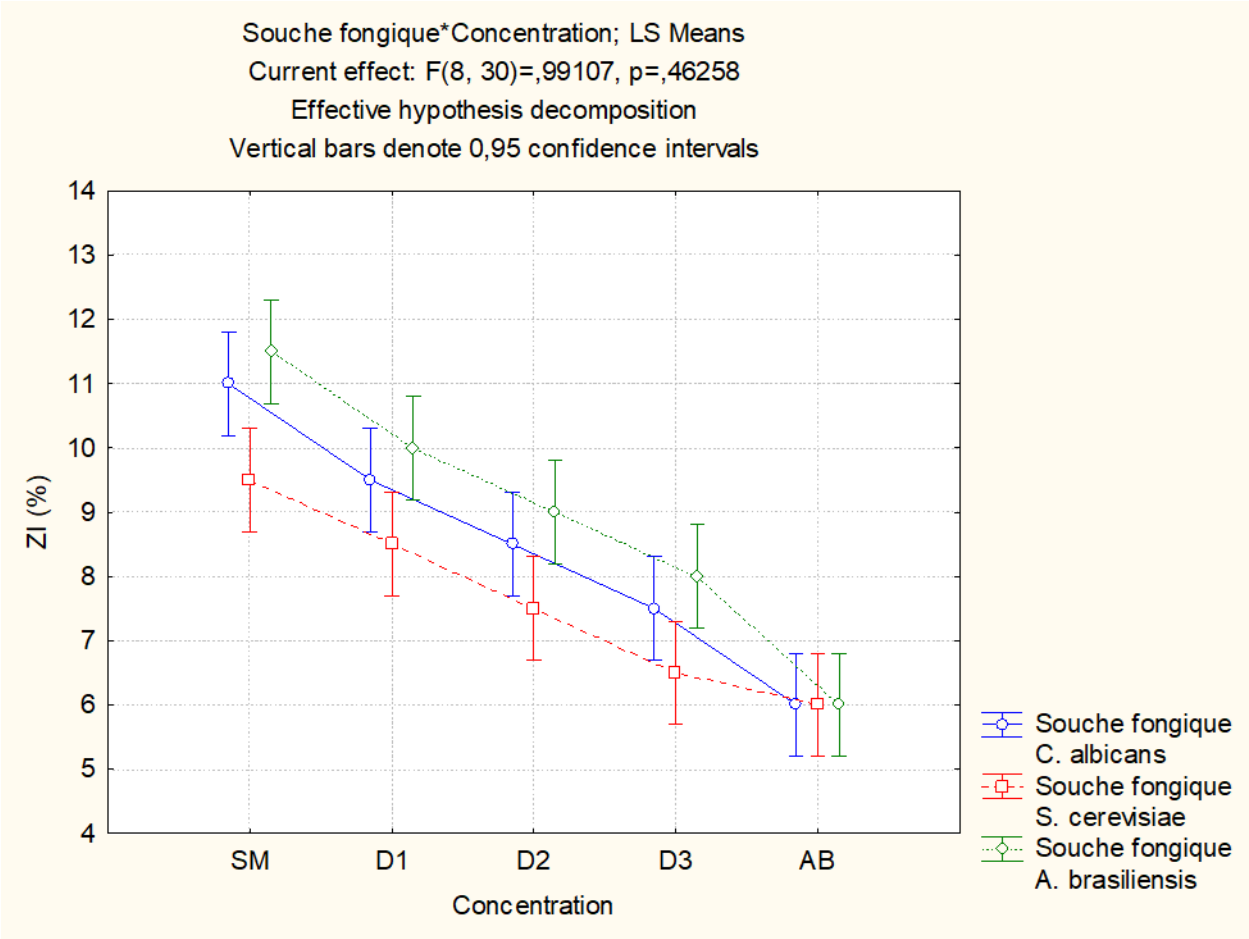


Figure 55 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge

VIII-2-4 - *Eucalyptus sideroxylon à fleur blanche*

a) Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « concentration X Souche fongique» a mis en évidence une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 46). Le diamètre d'inhibition s'étale de de 12,5 mm, valeur moyenne obtenue avec l'extrait éthanolique appliqué sur la souche fongique *Candida albicans*, à 6 mm, correspondant à l'effet de antibiotique sur *Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis.*

Pour comparer les effets de l'antibiotique (AB) et de la solution mère sur différent des souches fongique, les résultats montrent que l'extrait est globalement plus efficace comme antibiotique. En général, l'antibiotique surpasse la solution mère dans la lutte contre toutes les souches fongique testes

Tableau 46 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
C. albicans	12.5^{a}	11^{b}	10.5^{b}	9^{d}	6^{g}
S. cerevisiae	11^{b}	10.5^{b}	8.5^{e}	7.5^{f}	6^{g}
A. brasiliensis	10.5^{b}	9.5^{c}	8.5^{e}	7.7^{f}	6^{g}

B) Sensibilité et résistance des souches fongique

Le graphique montre que la sensibilité aux différentes concentrations varie entre les souches fongiques. *Candida albicans* et S. cerevisiae ont des tendances similaires, bien que *Candid*a albicans présente une plus grande variabilité dans les résultats. *Aspergillus brasiliensis* montre une sensibilité plus élevée (ZI plus grande) comparée à . *Candida albicans* et *Saccharomyces cerevisiae* , suggérant qu'elle est moins affectée par l'augmentation de la concentration

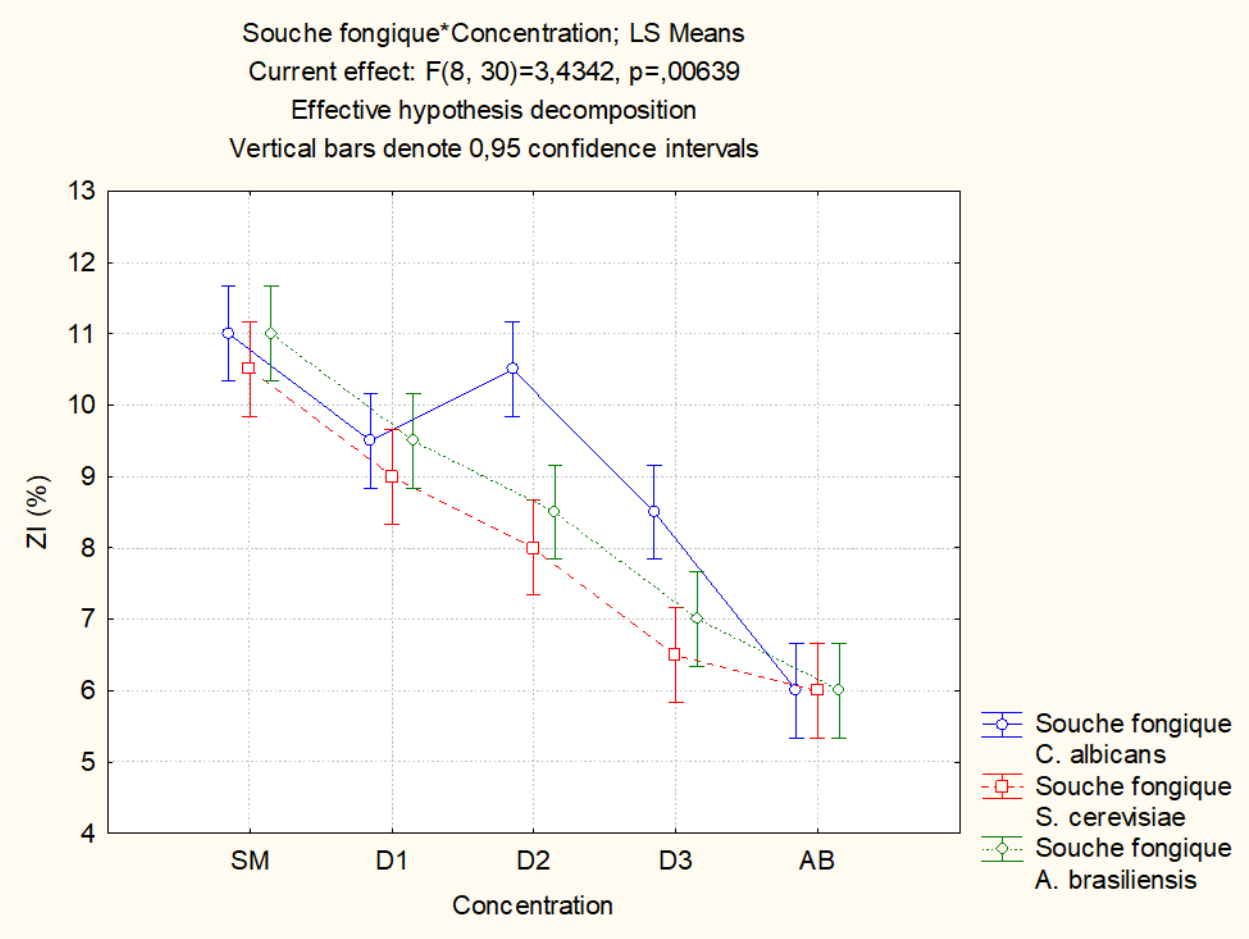


Figure 56 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanch

VIII-2-5- *Eucalyptus sideroxylon à fleur rose*

A) Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction « concentration X Souche fongique» a mis en évidence une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 47). Le diamètre d'inhibition s'étale de de 12 mm, valeur moyenne obtenue avec l'extrait éthanolique appliqué sur la souche fongique *Saccharomyces cerevisiae* , à 6 mm, correspondant à l'effet de sur *Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae et Aspergillus brasiliensis.*

Pour la concentration SM, *Candida albicans et Saccharomyces cerevisiae* montrent des interactions similaires (12), différentes de *Aspergillus brasiliensis* (9.5). Pour la concentration D3, S. cerevisiae et *Aspergillus brasiliensis* ont des interactions similaires (6.5), distinctes de *Candida albicans* (7). En ce qui concerne les antibiotiques, les trois souches (*Candida albicans, Saccharomyces cerevisiae, et Aspergillus brasiliensis*) ont des interactions identiques (6) (tableau 42)

Tableau 47 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	SM (200mg/ml)	D1 (100mg/ml)	D2 (50mg/ml)	D3 (25mg/ml)	AB
C. albicans	12^{a}	10^{b}	9^{c}	7^{d}	6^{f}
S. cerevisiae	12^{a}	10.5^{b}	9^{c}	6.5^{e}	6^{f}
A. brasiliensis	9.5^{b}	7.5^{d}	6.5^{e}	6.5^{e}	6^{f}

B) Sensibilité et résistance des souches fongique

L'analyse des interactions entre les souches fongiques montre que pour la concentration SM *Candida albicans et Saccharomyces cerevisiae* ont des valeurs moyennes similaires (12%) supérieures à Aspergillus brasiliensis (9.5%). Pour les concentrations D1 et D2, les valeurs diminuent progressivement, avec *Candida albicans et saccharomyces cerevisiae* proches l'une de l'autre, tandis que *Aspergillus brasiliensi*s reste plus faible. À D3, S. cerevisiae et *Aspergillus brasiliensis* sont similaires (6.5%), inférieures à *C. albicans* (7%). Avec les antibiotiques, toutes les souches ont des interactions égales (6%), indiquant une réponse uniforme aux antibiotiques.

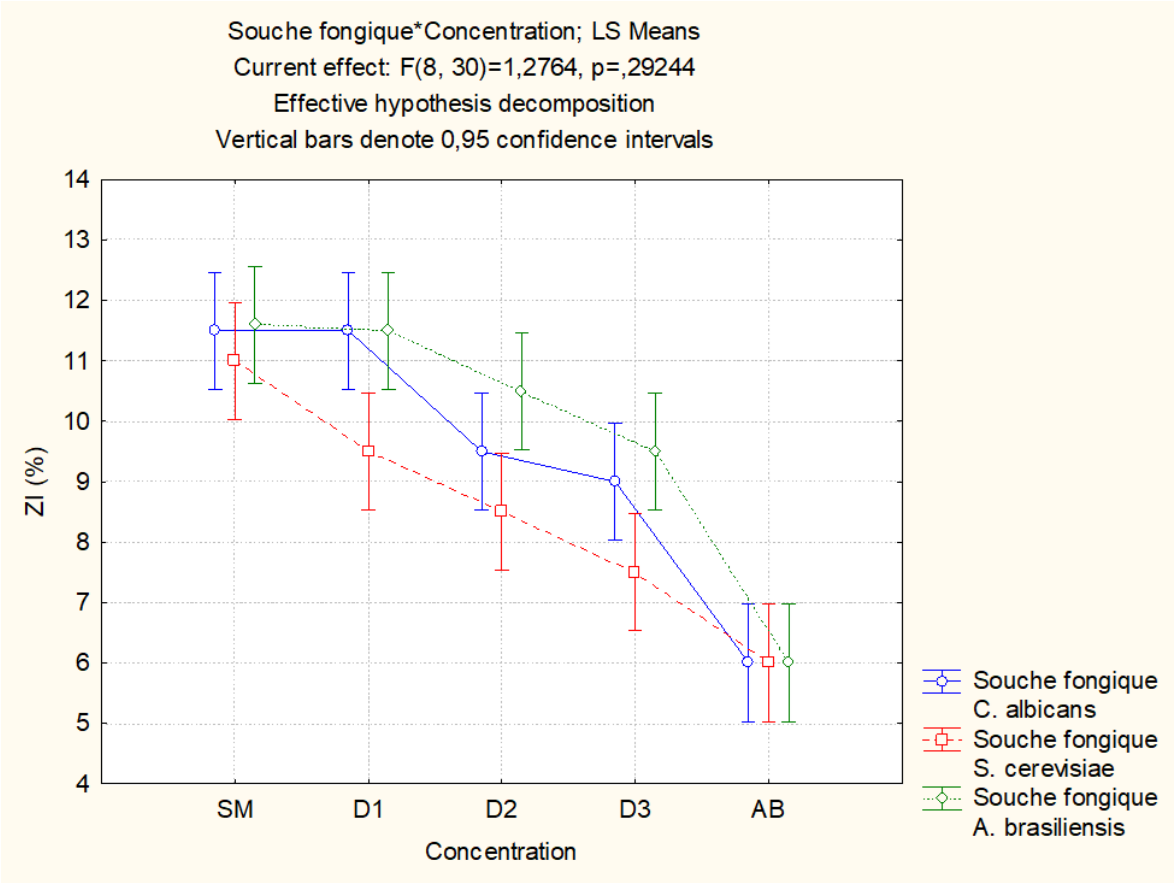


Figure 57 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose

VIII-3 -Comparaison entre l'extrait méthanolique de la fleur rouge et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère

VIII-3 .1 Région de Médéa

L'analyse de la variance de l'interaction "sous-espèce x souche fongique " a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 48). Le diamètre d'inhibition varie de 13 mm, qui est la valeur moyenne obtenue après l'application de l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose sur la souche bactérienne *Aspergillus brasiliensis* , à 9.5 mm, observé avec l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge .

Le test de Fisher indique que l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose est particulièrement efficace contre *Aspergillus brasiliensis*, de même que l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge et blanch sur *Candida albicans*

atteignant des zones d'inhibitions de 11 mm respectivement (figure 58) Les effets sur les autres souches sont comparables entre les 3 sous-espèces.

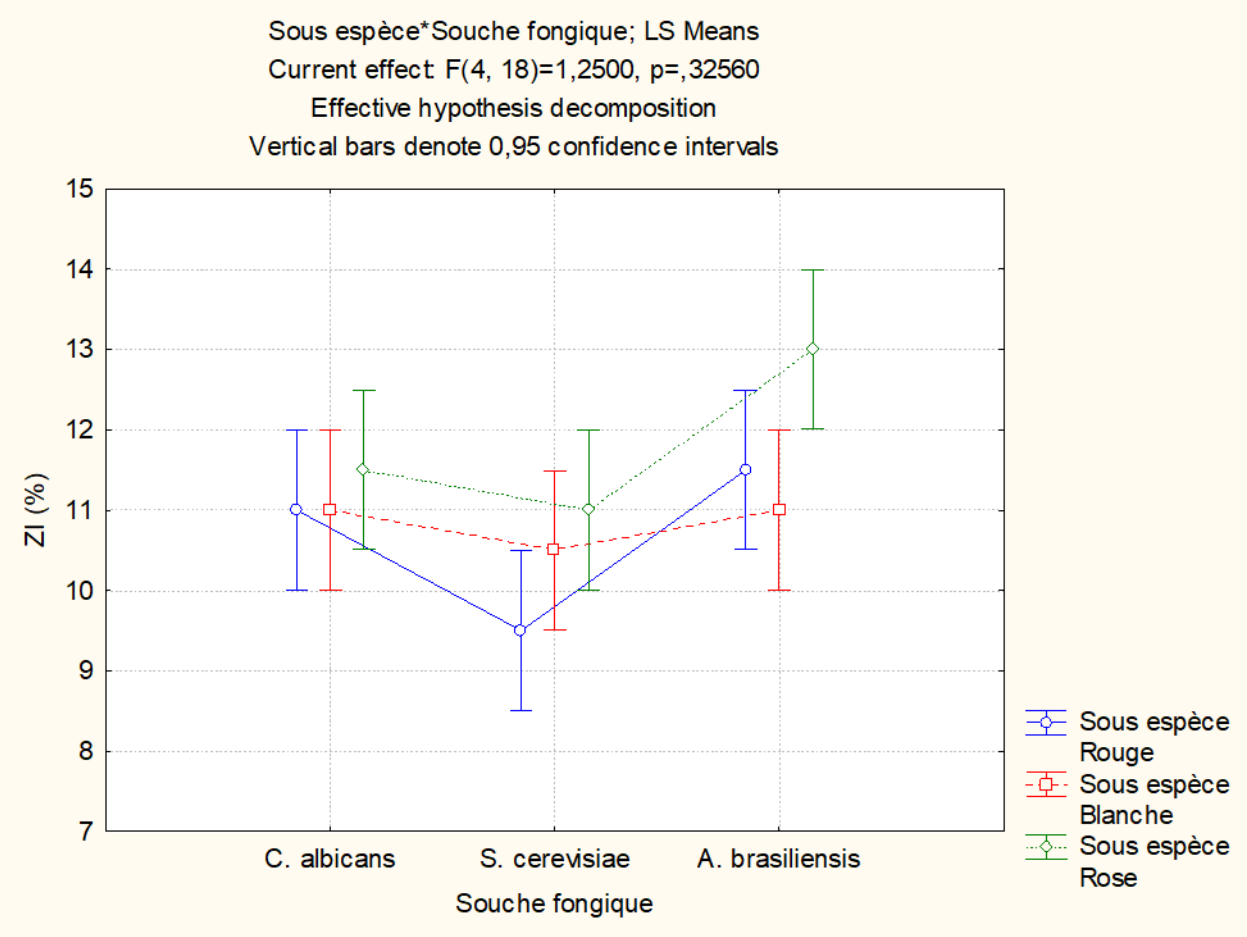


Figure 58 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose et rouge et fleur blanch

VIII-3 .2 Région de Boumerdes

L'analyse de la variance de l'interaction "sous-espèce x souche fongique " a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 49). Le diamètre d'inhibition varie de 12.5 mm, qui est la valeur moyenne obtenue après l'application de l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur la souche bactérienne, *Aspergillus brasiliensis* à 10 mm , observé avec l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche sur *Saccharomyces cerevisiae*.

Selon le test de Fisher, l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge démontre une efficacité particulière contre *Aspergillus brasiliensis* et *Candida albicans*,

avec une zone d'inhibition de 12.5 mm, alors que l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylo*n à fleur blanche présente un effet moiyene contre *Saccharomyces cerevisiae*, avec une zone d'inhibition de 8.5 mm (Figure 59).

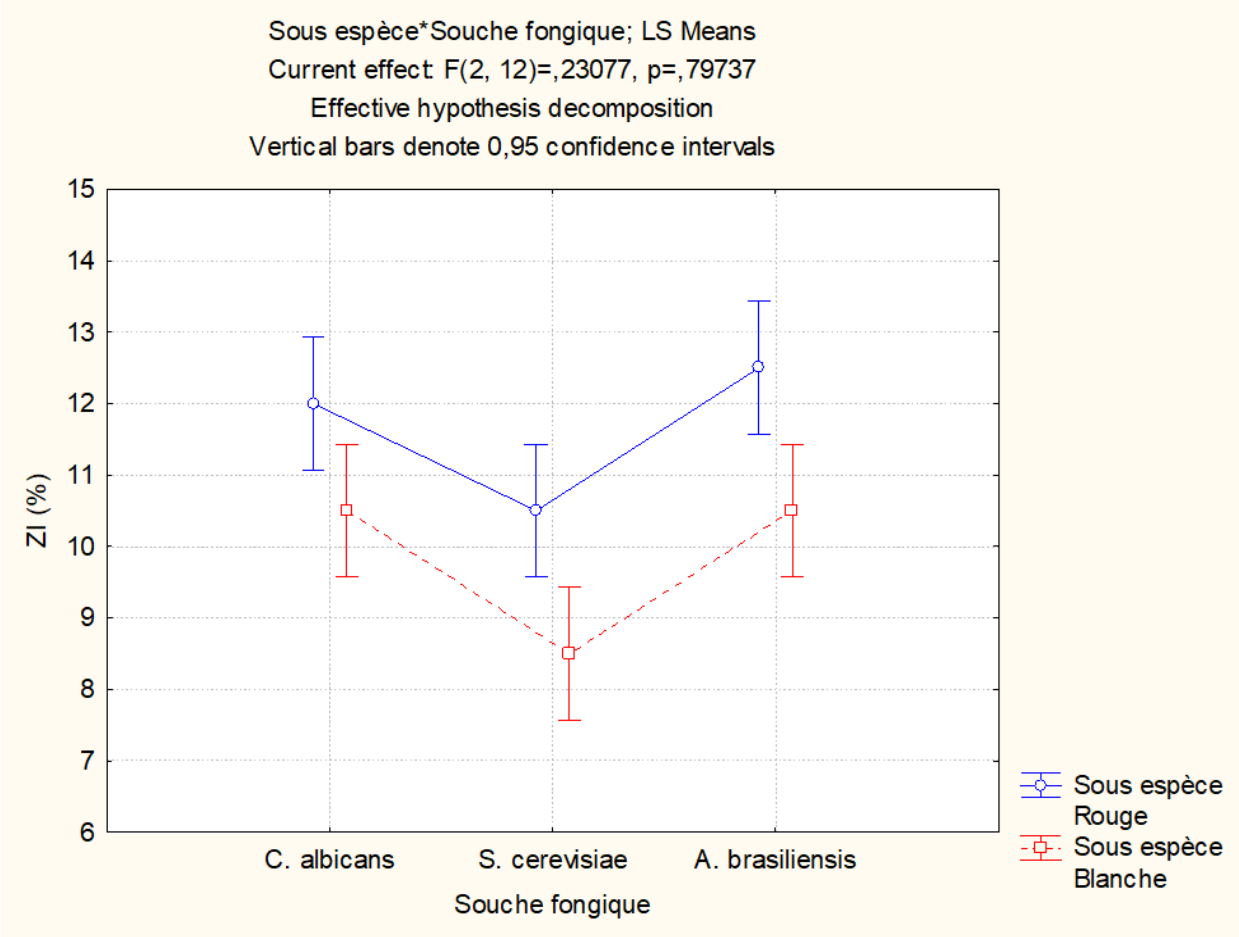


Figure 59 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose et rouge

VIII-4 Comparaison entre l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge et celui de la fleur blanche pour la dose de la solution mère

VIII-4 .1 Région de Boumerdes

L'analyse de la variance de l'interaction « sous-espèce x souche fongique» a montré une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 50). Le diamètre d'inhibition varie de 12.5 mm, obtenu avec l'application de l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur *Candida albicans*, à 11.5 ,

observé avec l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanch sur trois souches.

Selon le test de Fisher, l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge est particulièrement efficace contre *Candida albicans* tandis que l'extrait éthanolique d'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge montre une efficacité notable contre tout les souche atteignant des zones d'inhibition de 11.5 mm Les effets sur les autres souches sont similaires entre les deux sous-espèces.(figure 60)

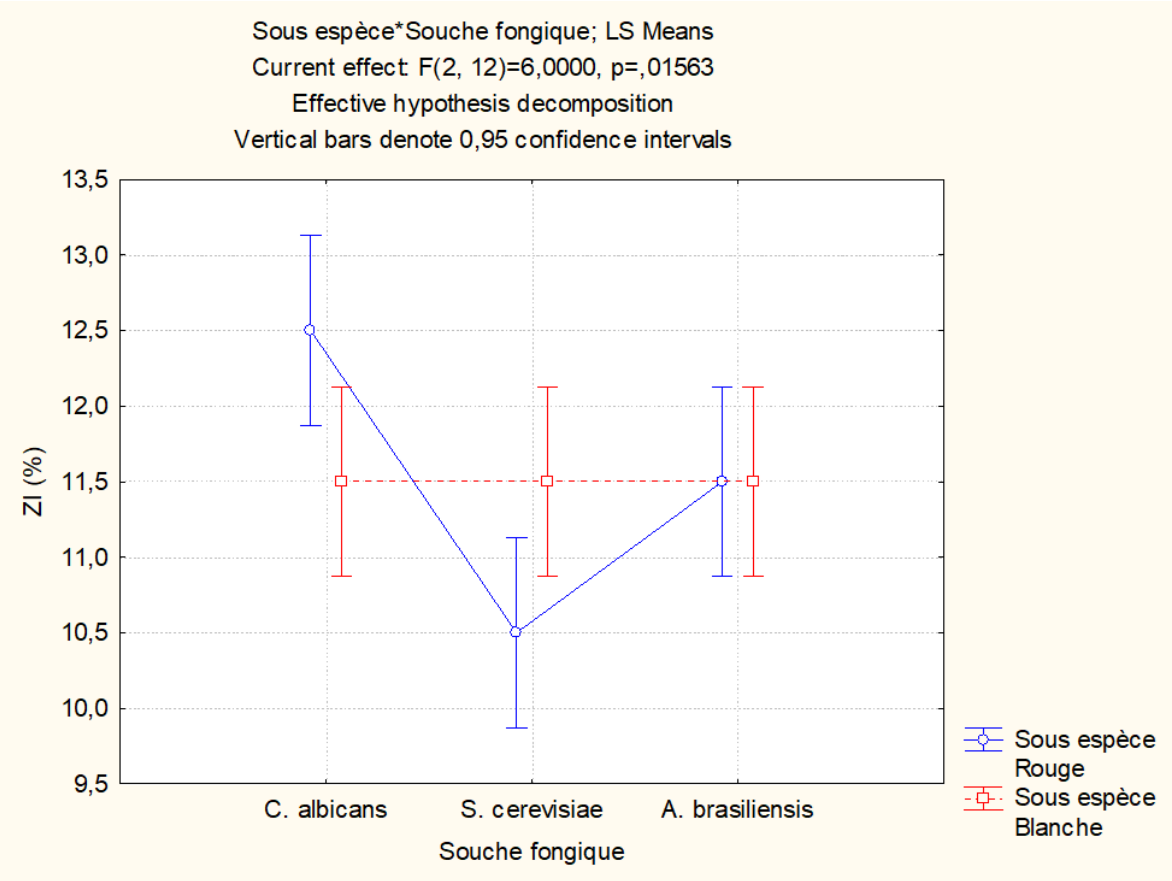


Figure 60 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur blanch et rouge

VIII-4 .2 Région de medea

L'analyse de la variance de l'interaction « sous-espèce x souche fongique» a montré une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 51). Le diamètre d'inhibition varie de 12.5 mm, obtenu avec l'application de l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche sur *Candida albicans*, à 9.5 mm observé avec l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rose sur *Aspergillus brasiliensis*

Selon le test de Fisher, l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche est particulièrement efficace contre *Candida albicans*, tandis que l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge montre une efficacité notable contre *Saccharomyces cerevisiae*, atteignant des zones d'inhibition de 12.5 mm et , l'extrait éthanolique d'E. sideroxylon à fleur rose montre une efficacité faible contre *Aspergillus brasiliensis* , atteignant des zones d'inhibition de 9.5 mm respectivement (Figure 61). Les effets sur les autres souches sont similaires entre les 3 sous-espèces.

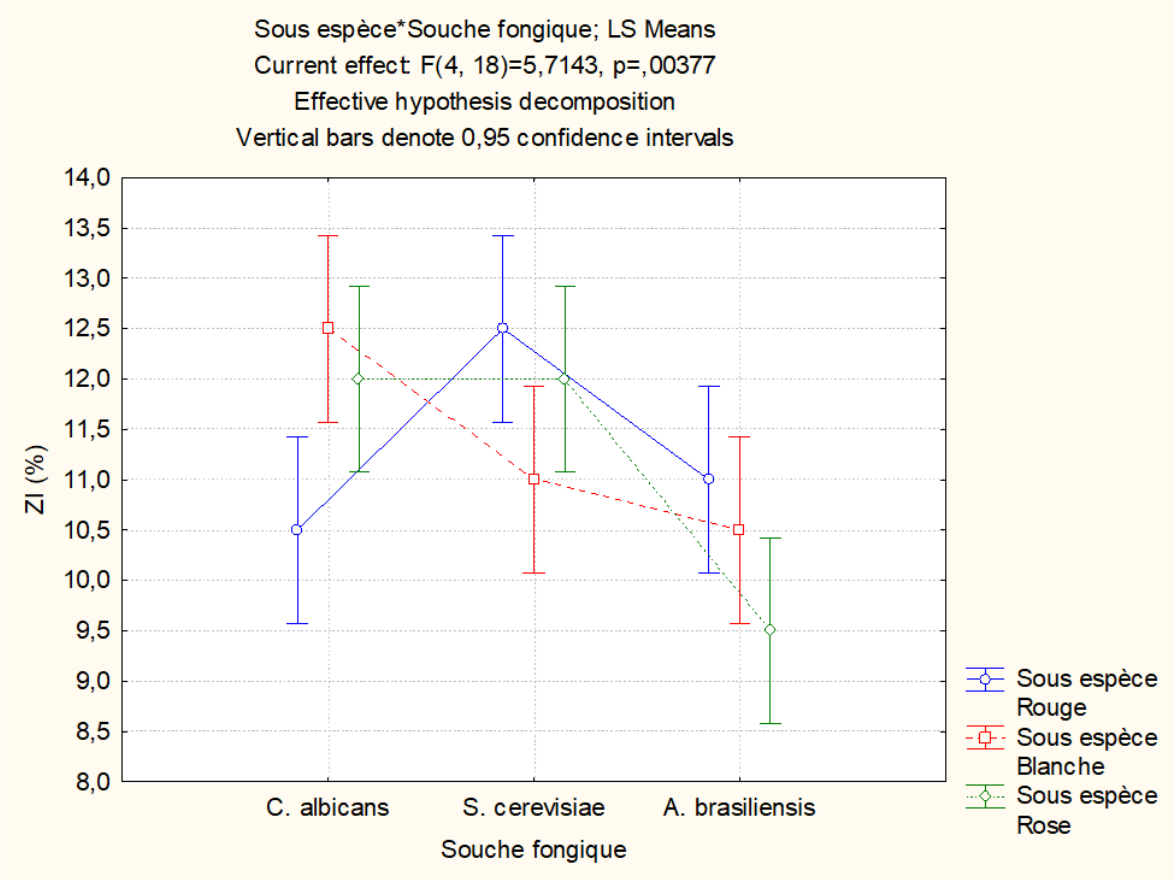


Figure 61 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanch et rose et fleur rouge

VIII-5 Comparaison entre les deux extraits méthanolique et ethanolique de l'Eucalyptus sideroxylon à fleur rouge pour la dose de la solution mère

VIII-5 .1 Région de Boumerdes

L'analyse de la variance de l'interaction « Type d'extrait x souche fongique» pour *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge a mis en évidence une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 52). Les diamètres

d'inhibition varient, allant de 12.5 mm, obtenus avec l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur la souche fongique *Aspergillus brasiliensis*, à 10.5 mm, observés avec l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur *Saccharomyces cerevisiae* .

Selon le test de Fisher, l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge montre une efficacité notable contre *Aspergillus brasiliensis*, tout comme l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge contre *Candida albicans*, atteignant des zones d'inhibition de 12.5 mm pour les deux extrait (Figure 62). Les effets sur les autres souches sont similaires pour les deux extrait.

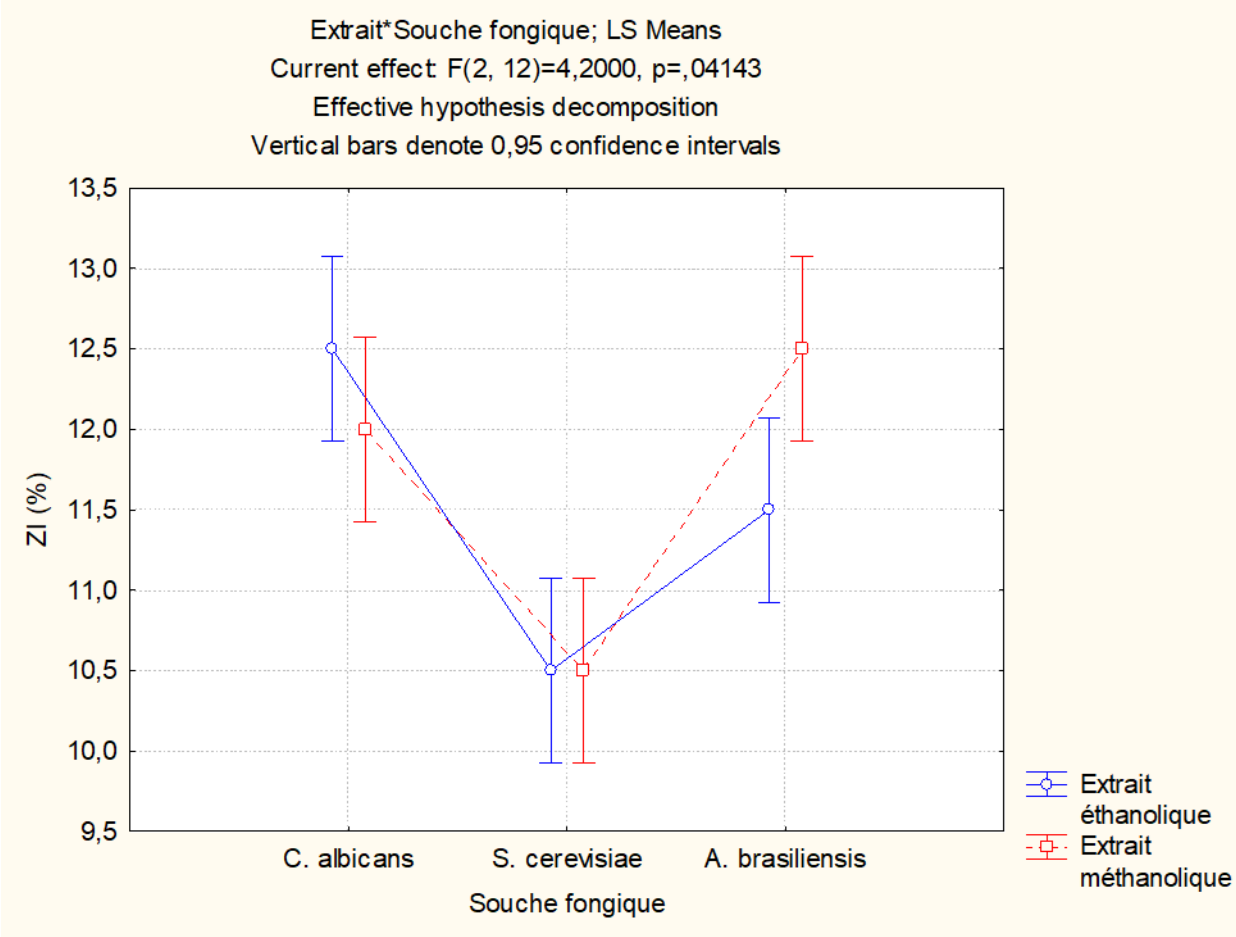


Figure 62 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique et méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge

VIII-5 .2 Région de Médéa

L'analyse de la variance de l'interaction « Type d'extrait x souche fongique» pour *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 53). Les diamètres d'inhibition varient de 12.5 mm avec l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur la souche *fongique Saccharomyces cerevisiae*, à 9.5 mm avec l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge sur la meme souche .

Selon le test de Fisher, l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge présente une efficacité notable contre *Saccharomyces cerevisiae*, avec une zone d'inhibition de 12.5 mm, tandis que l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge montre une efficacité significative contre *Aspergillus brasiliensis*, atteignant une zone d'inhibition de 11,5 mm (Figure 63). Les effets sur les autres souches sont comparables pour les deux types d'extraits.

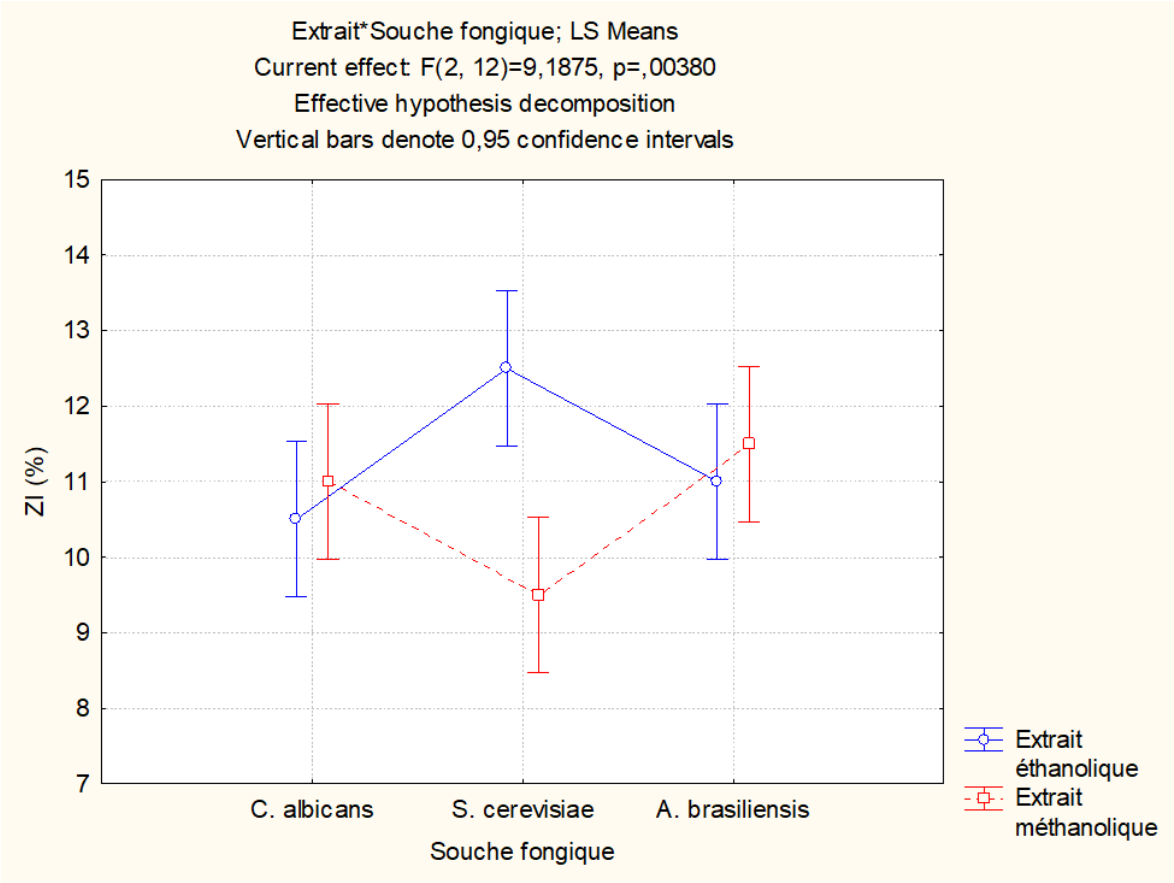


Figure 63 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique et méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur rouge

VIII-6 Comparaison entre les deux extraits méthanolique et éthanolique de l'*Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche pour la dose de la solution mère

VIII-6 .1 Région de Boumerdes

L'analyse de la variance de l'interaction « Type d'extrait x souche fongique» pour *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Figure 64). Les diamètres d'inhibition varient *d'Aspergillus brasiliensis* 11.5 mm, obtenus avec l'extrait éthanolique de cette sous-espèce sur la souche fongique *Aspergillus brasiliensis*, à 8.5 mm, observés avec l'extrait méthanolique de la même sous-espèce sur *Saccharomyces cerevisiae*. (Tableau 54).

Selon le test de Fisher, l'extrait éthanolique *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche est particulièrement efficace contre les trios souches les classant dans le groupe A. De plus,

, il reste aussi performant que l'extrait méthanolique contre certaines souches comme *Candida albicans*.

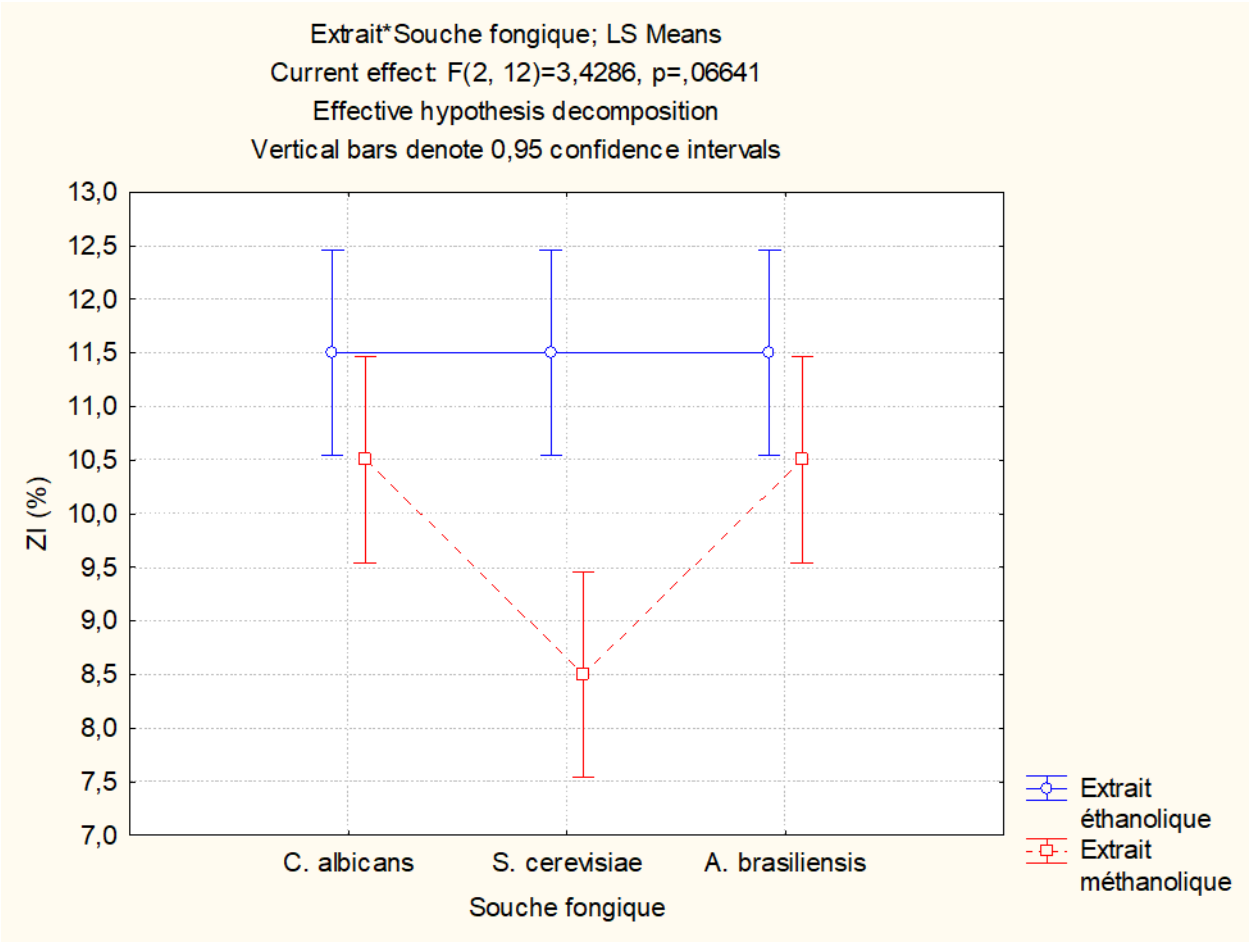


Figure 64 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique et méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche

VIII-6.2 Région de Médéa

Analyse de la variance

L'analyse de la variance de l'interaction "sous-espèce x souche fongique " a révélé une différence significative (P<0,05) entre les moyennes des zones d'inhibition (Tableau 55). Les diamètres d'inhibition varient de 12.5 mm, valeur moyenne obtenue avec l'application de l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche sur la souche *Candida albicans* à 10,5 mm observés avec l'extrait méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche .

Le test de Fisher indique que l'extrait éthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche est particulièrement efficace contre *Candida albicans*. De même, l'extrait

méthanolique *d'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche montre une efficacité moyene contre *Saccharomyces cerevisiae* (Figure 65).

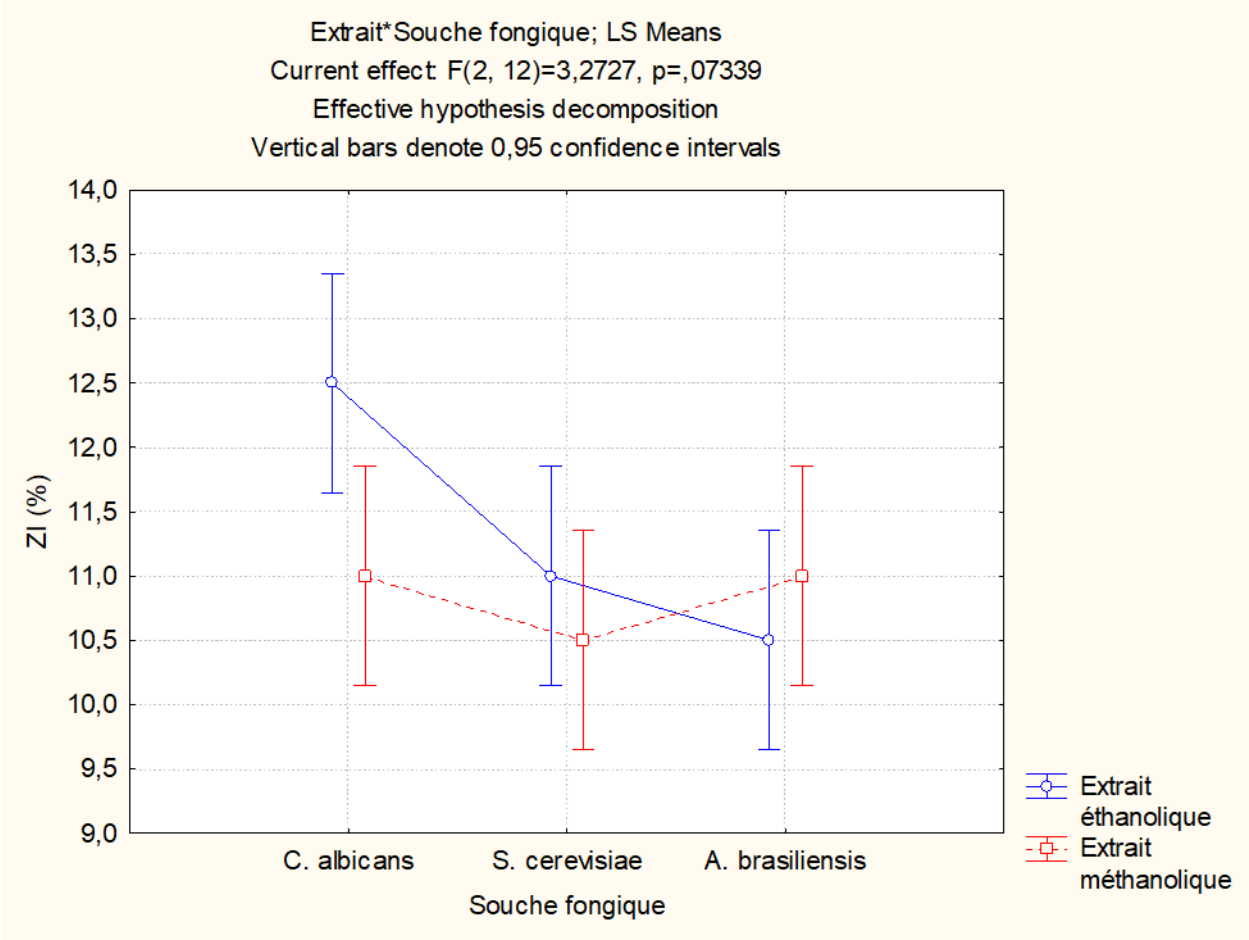


Figure 65 : Sensibilité et résistance des souches fongique après l'application de l'extrait éthanolique et méthanolique de *l'Eucalyptus sideroxylon* à fleur blanche

Une extrait possédant une *activité antibactérienne*, prévient ou combat les bactéries, et l'infection bactérienne. Une bactérie est un micro-organisme unicellulaire procaryote. Certaines sont bénéfiques, voire indispensable à la vie, quand d'autres sont dangereuses, voire mortelles, en causant des maladies. Les bactéries sont les organismes les plus abondants de notre planète en nombre. Il existe principalement deux grands types de bactéries : les *bactéries à Gram positif* (paroi épaisse de peptidoglycane mais sans membrane externe) et celles à *Gram négatif* (à paroi cellulaire mince mais avec membrane externe).

La dilution 25 mg/ml : l'Extrait *d'Eucalyptuse .siderroxylon* enregistré aucun effet antibactérien sur les tout les bactéries *Escherichia coli et Staphylococcus aureus Pseudomonas aerugenosa , Bacillus subtilis, Staphylococcus epidermidis et salmonella typhimurium* Par contre, les souche fongique ont donné un effet antibactérien faible avec des diamètres d'inhibition de 8 mm et 8,5 mm respectivement.

La dilution 50 mg/ml : l'Extrait d'Eucalyptus siderroxylon a montré un effet inhibiteur faible sur toutes les souches bactériennes et fongique testées.

La dilution 100 mg/ml : L'Extrait a enregistré un bon effet antibactérien sur les souches bactériennes à Gram positif, avec des zones d'inhibitions de 12 mm pour *Staphylococcus aureus. Bacillus subtilis, Staphylococcus epidermidis* Pour les souches bactériennes à Gram négatif notamment, *Escherichia coli, Pseudomonas aerugenosa et salmonella typhimurium* un moyen effet antibactérien a été noté entre 10 et 11 mm. avec des diamètres d'inhibitions variant

Dilution 200 mg/ml : L'extrait a montré une bon activité sur les 6 souches bactériennes et fongique testées en effet, la bactérie à *Gram positif Staphylococcus aureus* était extrêmement sensible à l'extrait pure donnant la plus grande valeur du diamètre de la zone d'inhibition

14.5 mm .

Ces résultats nous permettent de conclure que l'accroissement du volume de l'éxtrait induit l'amélioration de son pouvoir inhibiteur. Ceci peut être expliqué par l'augmentation du pourcentage des molécules bioactives responsables de son effet antibactérien

CONCLUSION

CONCLUSION

L'objectif de notre étude est d'évaluer les propriétés biologiques des extraits de feuilles d'Eucalyptus sideroxylon, notamment leurs propriétés antibactériennes, antifongiques et antioxydantes, selon leur provenance régionale. Les extraits, obtenus par macération en été, ont révélé que le rendement le plus élevé provenait de la région de Bougzoul pour la sous-espèce à fleurs blanches, avec une valeur de 78 %. Le rendement le plus élevé pour l'extrait méthanolique a été observé dans la région de Khemis pour la même sous-espèce, atteignant 50,5 %. Cette étude a révélé que les extraits méthanoliques et éthanoliques d'E. sideroxylon, pour les deux sous-espèces (rouge et blanche), sont riches en tanins, flavonoïdes, glycosides cardiaques, anthraquinones, saponines et coumarines, mais ne contiennent pas de protéines, alcaloïdes ou composés réducteurs. L'évaluation de l'effet antimicrobien des extraits sur diverses souches bactériennes a montré que les extraits méthanoliques des régions de Médéa et de Boumerdès étaient les plus efficaces. En particulier, l'extrait de Médéa a présenté une activité notable contre Bacillus subtilis et Staphylococcus epidermidis (15 mm et 14,5 mm respectivement), tandis que celui de Boumerdès a montré un impact significatif sur Staphylococcus aureus (14,5 mm) et Aspergillus brasiliensis (12,5 mm).

L'analyse de l'activité antioxydante des extraits éthanoliques et méthanoliques des deux sous-espèces d'E. sideroxylon a également été réalisée. Les résultats ont indiqué que les deux types d'extraits possèdent une forte activité antioxydante, mais l'extrait éthanolique de la sous-espèce rouge a montré une activité supérieure à celle de l'extrait méthanolique de la sous-espèce blanche.

Les résultats obtenus sont prometteurs dans l'élargissement de l'arsenal thérapeutique des plantes dotées de propriétés antibactériennes, ils montrent l'importance de l'espèce Eucalyptus siderroxylon dans les domaines de l'agriculture, de l'industrie alimentaire, chimique et pharmaceutique.

Il serait donc intéressant de faire des études plus approfondies de l'espèce Eucalyptus sideroxylon d'Algérie, et de détailler expérimentalement ses différentes propriétés chimiques et biologiques.

REFERENCE

BIBLIOGRAPHIQUE

LA LISTE DE REFIRENCE

1. Adomou H. et al (2012). Etude Ethnobotanique des plantes médicinales vendues dans le marché d‟Abomey Calavi au Bénin. Université d‟Abomey-Calavi, Cotonou, Bénin.
2. Ameenah, G. (2006). Plantes médicinales : Traditions d'hier et drogues de demain. Molecular aspects of Medicine, 27 (1): 1-93.
3. Aït youssef M. (2006). Eucalyptus globulus L. In « Plante Médicinale de Kabylie », Ed.: Paris, pp: 126-130
4. Anton. R et Lobstein. A, (2005). Plantes aromatiques. Epices, aromates, condiments et huiles. Essentielles. Tec & Doc, Paris, 522
5. Alghamdi, A. I., & Ababutain, I. M. (2019). Research article phytochemical screening and antibacterial activity of eucalyptus camaldulensis's leaves and bark extracts. Asian Journal of Scientific Research, 12(2), 202-210.
6. Aissani, S., Beltiten, L., & BENHAMADA, W. E. (2017). Activité antimicrobienne de l'extrait méthanolique d'Eucalyptus globulus sur les souches microbiennes cliniques responsables d'otites (Doctoral dissertation, Université de jijel).
7. Abdoulaye, Mahama, et al. "Phytochemical screening, DPPH scavenging and antimicrobial activities of leaves of Eucalyptus camaldulensis, Cassia mimosoides and Vepris heterophylla from Northern Cameroon." Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry 8.3 (2019): 1814-1819
8. Abubakar, E. M. M. (2010). Antibacterial potential of crude leaf extracts of Eucalyptus camaldulensis against some pathogenic bacteria. African Journal of Plant Science, 4(6), 202-209
9. Anderson, J. K., et al. (2020).
10. Aneja K R., Joshi R. (2010). Antimicrobial activity of Syzygium aromaticum and its bud oil against dental cares causing microorganisms. Ethno botanical Leaflets, 14, 960-975.
11. Athamena S., Chalghem I., Kassah-Laouar A., Laroui S., & Khebri, S., 2010 : Activité anti-oxydante et antimicrobienne d'éxtraits de CuminumcyminumL. Lebanese Science Journal, 11 (1), pp. 69-81
12. Bean, A.R.,(2010). A new subspecies of Eucalyptus sideroxylon A. Cunn. ex Woolls (Myrtaceae) from Queensland. Austrobaileya 8, 139–14.
13. Bigendako J. M. (2004). Identification et zonage des Eucalyptus globulus au Rwanda. pp : 1 2. http://pdf.usaid.gov

14. Boullard B. (1997). Dictionnaire plantes et des champignons. Ed.: Editions ESTEM, ISBN: 2909455998, pp: 309-310.
15. Balmey M. et Wilson G. (2000). Les guides du naturaliste .Toutes les fleurs de Méditerranée : les fleurs, les graminées, les arbres et arbustes, Ed.: Lausanne Paris,ISBN : 2-60-301179-0, pp: 151-152.
16. Bardeau F, (2009). Découvrir les bienfaits et les vertus d'une médecine ancestrale. Edit. Fermand Lanore. pp 315
17. Bruneton J, (2015) .Pharmacognosie (5° Éd.) Phytochimie- Plantes médicinales, Tec and Doc, Lavoisier, Paris. pp 1504.
18. Bruneton, (1999), Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales, 3ème édition, Lavoisier Tec et Doc, Paris, pp 1120
19. Bruneton J, (2009) Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. Paris; Cachan : Éd. Tec & doc ; Éd. médicales internationales.
20. Bencheikh, D., Gueddah, A., Soualat, K., Ben-aissi, H., Benslama, A., Harrar, A., & Khennouf, S. (2021). Polyphenolic contents, antioxidant and antibacterial activities of aqueous extracts of Eucalyptus globulus L. and Trigonella foenum-greacum L. Journal of Applied Biological Sciences, 15(1), 53-63.
21. Boland DJ, (1984). Brooker, MIH, Chippendale, GM, Hall, N, Hyland, BPM, Johnston, RD, Kleinig, DA & Turner, Forest Trees of Australia, Nelson & CSIRO, Melbourne
22. Badiaga, M (2011). Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de Nauclea Latifolia Smith une plante médicinale Africaine récoltée au Mali Thése de Doctorat.10p.
23. Boizot, N. & Charpentier, J.P. (2006). Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier. Méthodes et outils pour d'observation et l'évaluation des milieux forestiers, prairiaux et aquatiques, Le Cahier des Techniques de l'INRA, 79-82.
24. Bruits M. et Bucar F., 2000.- Antioxidant activity of Nigella sativa essential oil. Phytother. Res., 14, 323-328.
25. Chanforan C, (2010). mise au point d'un modèle stoechio-cinétique et validation pour l'étape unitaire de préparation de sauce tomate (Thèse de doctorat). Université d'Avignon.
26. Chung K.T, Wei, C.I., Johnson, M.G,(1998). Are tannins a double-edged sword in biology and health? Trends Food Sci. (9): 168-175.
27. Chuku, A., Ogbonna, A.I., Obande, G.A., Namang, M., Ahmad, I.R., 2016. Antimicrobial effects of leaves of Eucalyptus camaldulensis on some microbial pathogens. Eur. J. Med. Plants 14 (2), 1–8

28. Chiamaka, O. S., Ndarubu, T. A., Mahmood, M. F., Adenike, A. R., Alfa, S., Praise, O. O., ... & Bashir, L. (2019). In vitro antioxidants, antimicrobials and biochemical response of methanol leaf extract of eucalyptus camaldulensis following sub-acute administration to rats. Saudi Journal of Biomedical Research, 4(11), 405-411
29. Costermans LF, (1983).Native Trees and Shrubs of South-eastern Australia, Weldon Publishing, Sydney
30. calder et calder Institut de nutrition humaine, École de médecine, Université de Southampton, Southampton, Royaume-Uni,(2002).
31. Cf. Vincent KAUFMANN, L'équivoque épistolaire, op. cit
32. Dacosta Y. (2003). Les phytonutriments bioactifs. Yves Dacosta (Ed). Paris. 317
33. Diabate S., Konan K E., Allou D., Coulibaly O A., Franquville H. (2009). Performance de deux techniques d'extraction des phénols racinaires pour l'évaluation du marquage de la tolérance à la fusariose des clones de palmier a huile (Elaeis guineen ssjacq.). Sciences & Nature, 6(2). 117-123.
34. Dezsi, Ș., Bădărău, A. S., Bischin, C., Vodnar, D. C., Silaghi-Dumitrescu, R., Gheldiu, A. M., ... & Vlase, L. (2015). Antimicrobial and antioxidant activities and phenolic profile of Eucalyptus globulus Labill. and Corymbia ficifolia (F. Muell.) KD Hill & LAS Johnson leaves. Molecules, 20(3), 4720-4734
35. El Haci I A., Atik-Bekkara F., Didi A., Gherib M., Didi M A. (2012). Teneurs en polyphénols et pouvoir antioxydant d'une plante médicinale endémique du Sahara algérien. Phytothérapie,10(5), 280-285.
36. Forrest M. and Moore T. (2008). Eucalyptus gunnii: A possible source of bioenergy ? .Biomass and Bioenergy, 32, pp: 978– 980
37. Grunwald J et Janick C.(2006). Guide de la phytothérapie. 2éme édition. Italie : marabout.
38. Granato D., Barba F.J., Bursać Kovačević D., Lorenzo J.M., Cruz A.G., Putnik P. (2020), Functional foods: Product development, technological trends, efficacy testing, and safety. Annu. Rev. Food Sci. Technol11:93–118. doi: 10.1146/annurev-food-032519-051708.
39. Ghedira K.; Goetz P. et Le Jeune R. (2008). Eucalyptus globulus Labill. Phytothérapie, pp: 197-200
40. González-Burgos, E., Liaudanskas, M., Viškelis, J., Žvikas, V., Janulis, V., & Gómez-Serranillos, M. P. (2018). Antioxidant activity, neuroprotective properties and bioactive constituents analysis of varying polarity extracts from Eucalyptus globulus leaves. Journal of food and drug analysis, 26(4), 1293-1302.
41. (GOOGLE MAPS EN 22/06/2024 A 12 :30 AM)
42. HeywoodV.H, (1996). Flowering plants of the world. B.T. Bats ford, Ltd,

London.Cité par Grattapaglia D., Vaillancourt R.E., Shepherd M., Thumma B.R., FoleyW.KulheimC, Potts

43. Harbone J.B. (1993). The flavonoïds: advaces in research since 1986. Chapman and Hall London. pp 676.
44. Hagerman, A.E., Butler, (1989). Choosing appropriate methods and standards for assaying tannin. J. Chem. Ecol. 15: 1795–181
45. HanX, Shen, T & Lou, H, (2007). Dietary poly phenols and their biological significance. International Journal of Molecular Sciences, 8(9): 950-988
46. Hassine, D. B., Abderrabba, M., Yvon, Y., Lebrihi, A., Mathieu, F., Couderc, F., & Bouajila, J. (2012). Chemical composition and in vitro evaluation of the antioxidant and antimicrobial activities of Eucalyptus gillii essential oil and extracts. Molecules, 17(8), 9540-9558.
47. Hassine, D. B., Abderrabba, M., Yvon, Y., Lebrihi, A., Mathieu, F., Couderc, F., & Bouajila, J. (2012). Chemical composition and in vitro evaluation of the antioxidant and antimicrobial activities of Eucalyptus gillii essential oil and extracts. Molecules, 17(8), 9540-9558.
48. Ishag, Omer Adam Omer, et al. "antimicrobial potential and phytochemical screening of Eucalyptus camaldulensis and Eucalyptus microtheca leaves extracts." South Asian Research Journal of Natural Products 1.3 (2018): 1-6.
49. Jouki, M., Khazaei, N., 2010. The antimicrobial activities of methanolic extracts of Eucalyptus camaldulensis against Bacillus subtilis, Staphylococcus aureus and Escherichia coli. J. Res. Agric. Sci. 6, 63–67
50. Jayawickrama, K.J.S., Schlatter, V.J.E., Escobar, R.R., (1993). Eucalypt plantation forestry in Chile. Aust. For. 56, 179–192
51. Jamil, Kaiser, et al. "Estimation of antibacterial activity of plants extracts from Phyllanthus emblica, Terminalia chebula and Eucalyptus globulus against oral pathogens." Int. J. Dent. Oral Heal 3 (2017): 100-104
52. Kerio, L. C., Wachira, F. N., Wanyoko, J. K. & Rotich, M. K. (2012). Characterization of anthocyanins in Kenyan teas: Extraction and identification. Food Chemistry 131, 31–38
53. Karatas, H., & Ertekin, S., 2010 : Antimicrobial activities of the essential oils of four Salvia species from Turkey.Journal of Medicinal Plants Research, 4 (12), pp. 1238-1240.
54. Limam, H., Ezzine, Y., Tammar, S., Ksibi, N., Selmi, S., Del Re, G., ... & Msaada, K. (2021). Phenolic composition and antioxidant activities of thirteen Eucalyptus species cultivated in North East of Tunisia. Plant Biosystems-An International Journal Dealing with all Aspects of Plant Biology, 155(3), 587-597.

55. Le Minor L and Véron M. 1989. Bactériologie médicale, 2éme édition, Flammarion MédecineSciences, Paris.2:428-432.
56. Medjdoub , H,(2013).Contribution à la recherche d'éventuelles activités biologiques de Zygophyllum geslini Coss. (Thèse de biologie), Université ABOUBEKRBELKAID.
57. Molyneux, P. (2004). The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant avticity. Songklanakarim J .Sci .Technol, 26, 211 – 219.
58. Nile, S. H., & Keum, Y. S. (2018). Chemical composition, antioxidant, anti-inflammatory and antitumor activities of Eucalyptus globulus Labill.
59. Oullali. L et Chamek. C. (2018). Contribution à l‟Etude Ethno pharmacognosique des Plantes Médicinales Utilisées pour le Traitement des Affections de l‟Appareil Digestif en Kabylie. Mémoire de fin d‟étude, Université Mouloud Mammeri, Faculté de Médecine, Tizi Ouzou, Algérie
60. OO, AYEPOLA, and B. A. Adeniyi. "The antibacterial activity of leaf extracts of Eucalyptus camaldulensis (Myrtaceae)." Journal of Applied Sciences Research 4.11 (2008): 1410-1413
61. Pénicaud, C. (2009).Etude et modélisation du couplage entre le transfert d'oxygène
62. Park, J. Y., Kim, J. Y., Son, Y. G., Kang, S. D., Lee, S. W., Kim, K. D., & Kim, J. Y. (2023). Characterization of chemical composition and antioxidant activity of Eucalyptus globulus leaves under different extraction conditions. Applied Sciences, 13(17), 9984.
63. Ponce A.G., Fritz R., del Valle C.E. & Roura S.I., 2003- Antimicrobial activity of essential oils on the native microfora of organic Swiss chard. Lebensmittel-Wissenschaft und - Technologie, 36: 679-684
64. RijkeE, Out P, Niessen W MA, Ariese F, Gooijer C, Brinkman U A T (2006). Analyticalseparation and detection methods for flavonoids, Journal of Chromatography A, 1112: pp31–63
65. Remini, H., Mazauric, J., Madani, K., & Boulekbache-Makhlouf, L. (2016). Phytochemical analysis and antioxidant activity of Eucalyptus globulus: A comparative study between fruits and leaves extracts. J. Chem. Eng. Bioanal. Chem, 1, 23-29.
66. Ritter, 2014 : Field Guide to the Cultivated Eucalypts (Myrtaceae) and How to Identify Them, Published By: Missouri Botanical Garden.
67. Sofowora, A (1993). Medicinal plants and traditional medicine in Africa, 2 - Spectrum Books Limited, Ibadan, Nigeria, 289.

68. Spichiger R.-E.; Savolainen V.V. ; Figeat M. et Jeanmonod D. (2002). Botanique systématique des plantes à fleurs. Une approche phylogénétique nouvelles des Angiospermes des régions tempérées et tropicales. ISBN: 2-88074-502-0, pp: 288.
69. Shayoub¹, M. E. H., Dawoud, A. D. H., Abdelmageed, M. A., Ehassan, A. M., & Ehassan, A. M. (2015). Phytochemical analysis of leaves extract of Eucalyptus camaldulensis Dehnh.
70. Singh, R., Thakur, R., 2016. Antibacterial activity of Eucalyptus camaldulensis against bacteria causing food-borne illness. Ind. Med. Gaz. 195–199.
71. Skerget M., Kotnik P., Hadolin M., Hras AR, Simonie M., Knez Z. 2005. Phenols, proanthocyanidins, flavones and flavonols in some plant materials and their antioxidant activities. Food Chem, 89: 191- 198.
72. Sanchez-Moreno, C., J. A. Larrauri and F. Saura-Calixto, 1999. Free radical scavenging capacity of selected red, rosé and white wines. Journal of the Science of Food and Agriculture, 79 (10): 1301-1304.
73. Sarac N. & Ugur A., 2007 : Antimicrobial activities and usage in folkloric medicine of some Lamiaceae species growing in Mugla, Turkey. EurAsian Journal of Bio Sciences, 4, pp. 28-37.
74. Topiar M., Sajfrtova M., Pavela R., Machalova Z., (2015) Comparison of fractionation techniques of CO2 extracts from Eucalyptus globulus— Composition and insecticidal activity. J. Supercrit. Fluids. ;97:202–210. doi: 10.1016/j.supflu.2014.12.002.
75. Vázquez, C.V., Rojas, M.G.V., Ramírez, C.A., Chávez-Servín, J.L., García-Gasca, T., Ferriz Martínez, R.A., García, O.P., Rosado, J.L., López-Sabater, C.M., Castellote, A.I., Montemayor, H.M., de la Torre Carbot, K.: Total phenolic compounds in milk from different species. Design of an extraction technique for quantification using the Folin–Ciocalteu method, Food Chemistry2015, 176, 480-486;

76. http://elearning.univ-biskra.dz

77. http://www.google.com/search.

78. (**https://fr.tutiempo.net/climat/ws-604370.html**).

79. https://mapcarta.com/fr/W19037257 EN 22/06/2024 A 12 :30 AM

80. * http://www.bioone.org/doi/full/10.3417/2012039

81. **(https://www.semencesdupuy.com/eucalyptus/1333-eucalyptus-sideroxylon-rosea.html)**

82. **https://www.semencesdupuy.com/eucalyptus/1333-eucalyptus-sideroxylon-rosea.html**

83. (https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/453244/tab/taxo en 17/05/2024 A 09:30PM)

84. http://dx.doi.org/10.3417/2012039.

ANNEXE

Tableau 30 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	blanche	rouge	ROSE
S. aureus	12	13.5	14.5
B. subtilis	11.5	15	10.5
S. epidermidis	13.5	14.5	14
P. aeruginosa	12	13.5	12.5
S. typhimurium	12	14.5	13.5
E. coli	14.5	14	11.5

Tableau 31 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	blanche	**rouge**
S. aureus	12	10.5
B. subtilis	12	9.5
S. epidermidis	13	14
P. aeruginosa	10.5	12.5
S. typhimurium	10	12.5
E. coli	12.5	12.5

Tableau 32 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	blanche	rouge	ROSE
S. aureus	14	12.5	10.5
B. subtilis	12.5	9	10.5
S. epidermidis	12.5	10.5	11.5
P. aeruginosa	9.5	9.5	8.5
S. typhimurium	10.5	12.5	11
E. coli	11.5	10.5	10.5

Tableau 33 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	blanche	rouge
S. aureus	13	10.5
B. subtilis	11.5	12
S. epidermidis	13	11
P. aeruginosa	10	7
S. typhimurium	10.5	10.5
E. coli	10.5	10

Tableau 34 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	Extrait méthanolique	Extrait éthanolique
S. aureus	13.5	12.5
B. subtilis	15	9
S. epidermidis	14.5	10.5
P. aeruginosa	13.5	9,5
S. typhimurium	14.5	12.5
E. coli	14	10.5

Tableau 35 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	Extrait méthanolique	Extrait éthanolique
S. aureus	10.5	10.5
B. subtilis	9.5	12
S. epidermidis	14	11
P. aeruginosa	12.5	7
S. typhimurium	12.5	10.5
E. coli	12.5	10.5

Tableau 36 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	Extrait méthanolique	Extrait éthanolique
S. aureus	102	14
B. subtilis	11.5	12.5
S. epidermidis	13.5	12.5
P. aeruginosa	12	9.5
S. typhimurium	12	10.5
E. coli	14.5	11.5

Tableau 37 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche bactérienne) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	Extrait méthanolique	Extrait éthanolique
S. aureus	12	13
B. subtilis	12	11.5
S. epidermidis	13	13
P. aeruginosa	10.5	10
S. typhimurium	10	10.5
E. coli	12.5	10.5

Tableau 48 : : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	Fleurs rouge	Fleurs blanche	Fleurs rose
C. albicans	11^{b}	11^{b}	11.5^{b}
S. cerevisiae	9.5^{c}	10.5^{c}	11.5^{b}
A. brasiliensis	11.5^{b}	11^{b}	13^{a}

Tableau 50 : : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	Fleurs rouge	Fleurs blanche
C. albicans	12^{a}	10.5^{b}
S. cerevisiae	10.5^{b}	8.5^{c}
A. brasiliensis	12.5^{a}	10.5^{b}

Tableau 51 : : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	Fleurs rouge	Fleurs blanche	Fleurs rose
C. albicans	10.5^{c}	12.5^{a}	12^{a}
S. cerevisiae	12.5^{a}	11^{b}	12.5^{a}
A. brasiliensis	11^{b}	10.5^{c}	9.5^{c}

Tableau 52 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	Méthanol	Ethanol
C. albicans	12^{b}	12.5^{a}
S. cerevisiae	10.5^{c}	10.5^{c}
A. brasiliensis	12.5^{a}	11.5^{b}

Tableau 53 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	Méthanol	Ethanol
C. albicans	11^{b}	10.5^{c}
S. cerevisiae	9.5^{c}	12.5^{a}
A. brasiliensis	11.5^{a}	11^{b}

Tableau 54 : Comparaison des moyennes de l'interaction (Concentration X Souche fongique) par l'utilisation du test de Fisher LSD

	Méthanol	Ethanol

C. albicans	10.5[a]	11.5[a]
S. cerevisiae	8.5[b]	11.5[a]
A. brasiliensis	10.5[a]	11.5[a]

Les etapes d' extraction

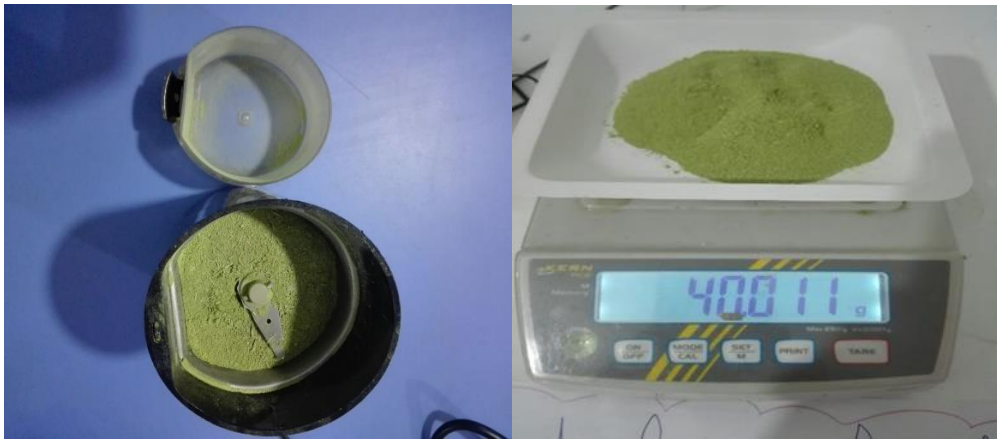


Figure 1 : Photo de l'échantillon broyé



Figure 2: photo de macération sous agitateur

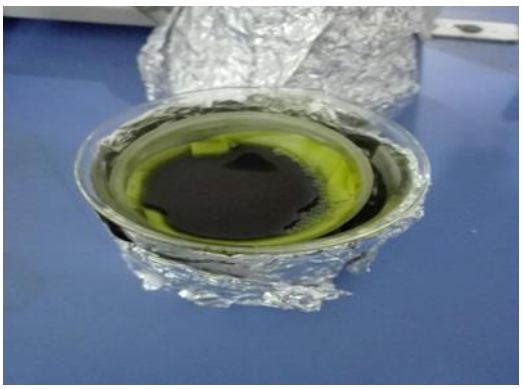


Figure 3 : Photo de filtration à l'aide de papier filtre n°1

LES étapes d'activité antioxydent :



Figure 3 : solution méthanolique de DPPH sur Agitateur



Figure 4 : préparation les dilution



Figure 5: la lecture de l'absorbance avec spectrophotomètre



Figure 6 : incubation des tube pendent 30 min

activité antimicrobienne :

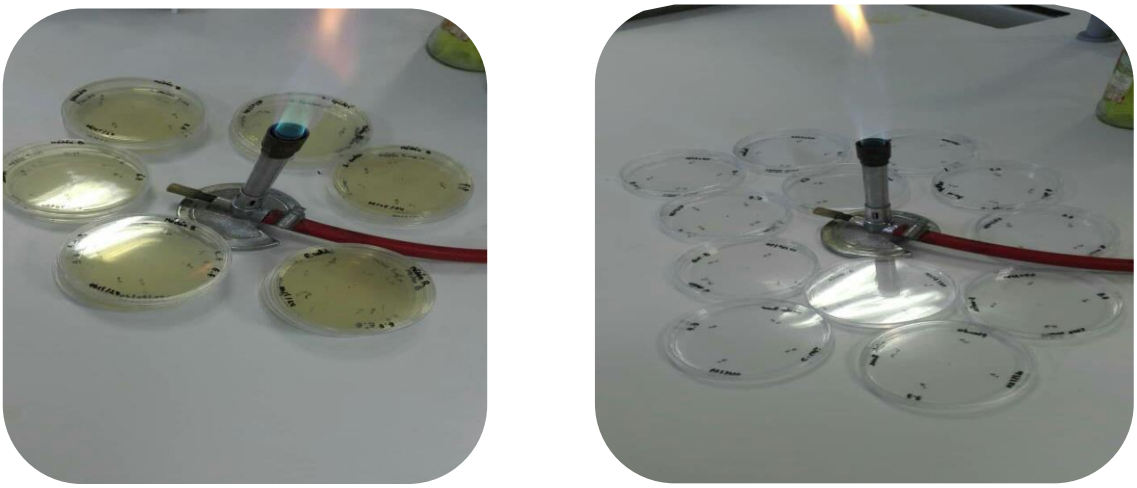


Figure 7 : La gélose de Mueller Hinton stérile est coulée dans des boites de pétri

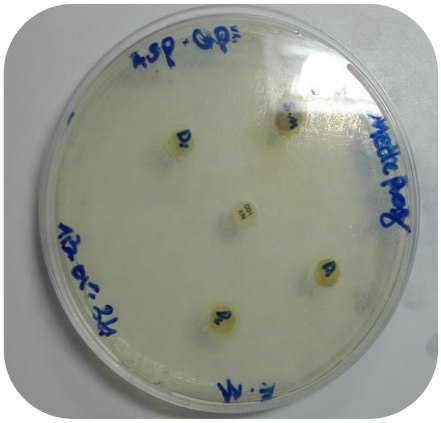


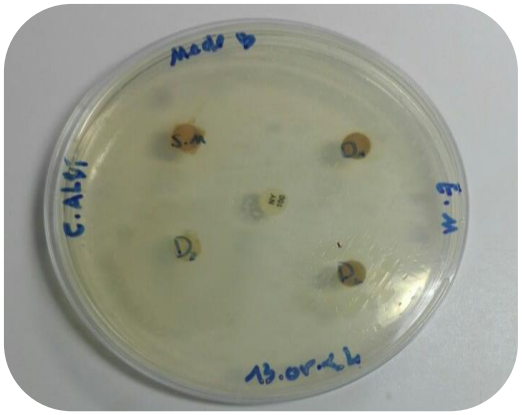
Figure 8 : Préparation des dilutions



Figure 9 : Placement des boites dans l'étuve pendant 24h à 37 °C







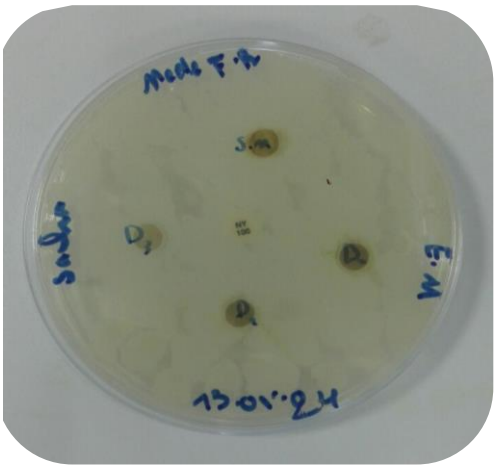


Figure 9 : LES SOUCHE FONGIQUE

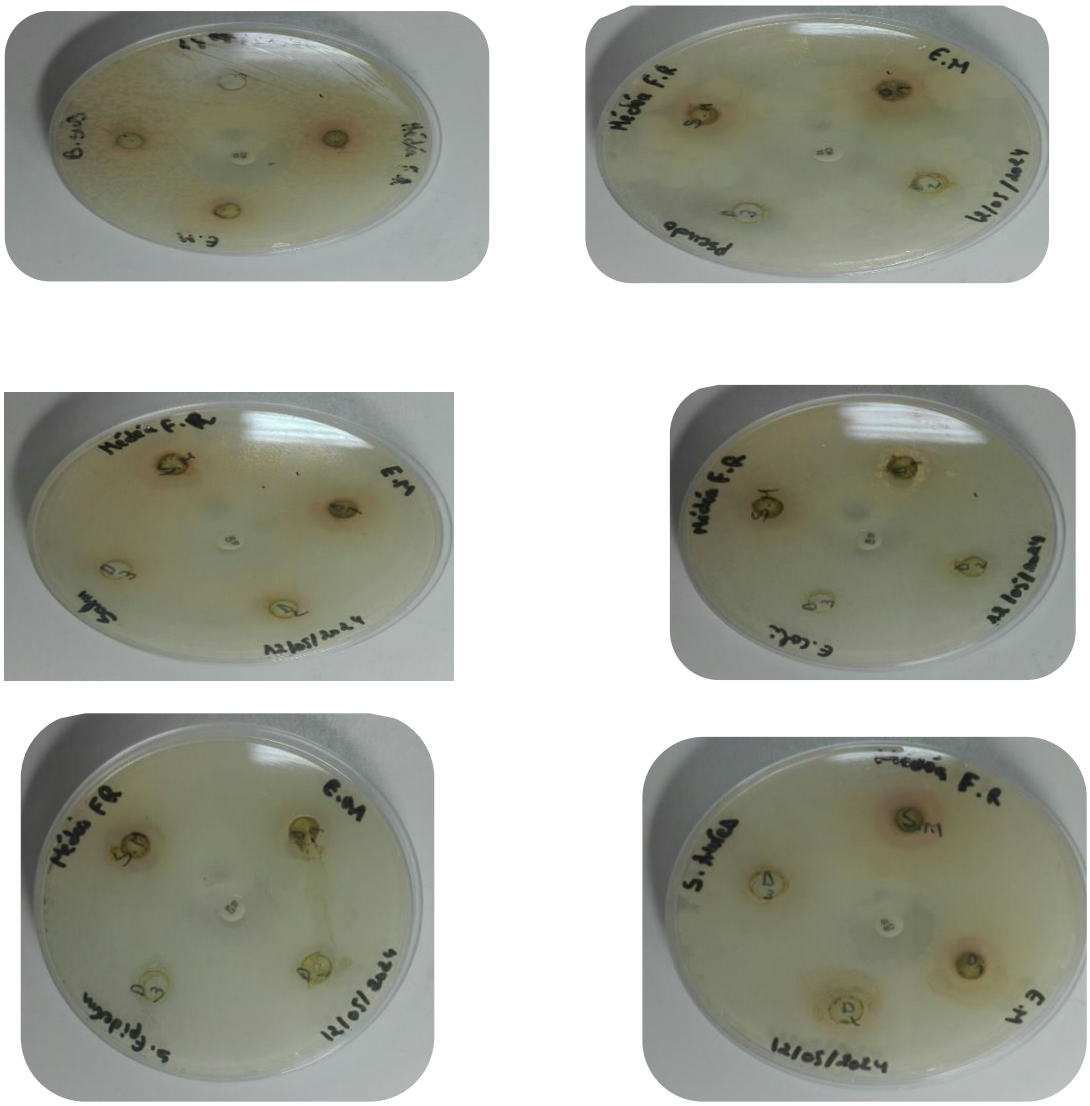


Figure 10 : LES SOUCHE BACTERIENNE