

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF - M'SILA

FACULTE DES SCIENCES

DEPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE & BIOCHIMIE

N°:



DOMAINE : SCINCES DE LA NATURE ET DE LA VIE

FILIERE : SCIENCES BIOLOGIQUES

OPTION : MICRPBIOLOGIE APPLIQUEE

Mémoire présenté pour l'obtention
Du diplôme de Master Académique

Par:

GUENADSI Radia

GHEDBANE Afraa

Intitulé

**Etude de quelques activités biologiques d'extraits de
Santolina africana Jord. & Fourr.**

Soutenu devant le jury composé de

Dr DEHIMI Khadidja

UMB M'sila

Présidente

Prof. HENDEL Noui

UMB M'sila

Rapporteur

Dr ARIECH Mounira

UMB M'sila

Examinatrice

Année universitaire : 2024 /2025

Dédicace

بسم الله الرحمن الرحيم

أبدأ رسالتي بحمد الله،

الحمد لله على التوفيق من عنده، والحمد لله على كل التحديات والمصاعب التي ساهمت في وصولي إلى هذه المرحلة.

أفتخر بنفسني على الصبر، والمكافحة، والمواصلة، رغم كل الظروف والعقبات.

أهدي نجاحي إلى أعظم امرأة في حياتي: أمي (ميمون لويضة)، أطال الله في عمرها وحفظها من كل سوء.

هي صبري، وفرحتي، وفخري في هذه الدنيا. كنت دائمًا السبب في كل إنجاز وصلت إليه.

وإلى أبي (قنادسي محمد) سندي ومصدر قوتي.

وإلى أخواتي: زينب، حسينة، سميرة، وهدى،

وإلى أعز ما رزقت به في هذه الدنيا: أخي عمار.

وإلى أولاد أختي، بهجتي وفرحتي: محمد الأمين، إبراهيم الخليل، كوثر، محمد الفاتح، جوري، وأصغرهم

أسيد.

وجودكم في حياتي نعمة، أنتم الظل الذي احتميت به في أوقات التعب.

وإلى رفقاء الروح: سناء، هند، نرمين، عفراء، منار، أمينة، مريم، وفردوس،

كنتم النور في أيام التعب والتحديات، وستظل كل لحظة قضيتها معكم محفورة في ذاكرتي إلى الأبد.

وإلى أستاذتي الفاضلة التي كانت سبباً في تواجدي في الجامعة: الأستاذة سليمة سفار،

لقد كنتِ قدوتي وملهمتي، وبدًا حانية دفعتني إلى الأمام كلما تعثرت.

شكرًا لك من القلب، وأسأل الله أن يجعل صبرك ودعمك لي في ميزان حسناتك، بإذن الله.

وفي ختام هذا الإهداء،

أسطر كلماتي الأخيرة بكثير من الامتنان والحب لكل من كان لي عونًا وسندًا في رحلتي الدراسية.

هذه الصفحات ما كانت لتكتب، وهذا الإنجاز ما كان ليرى النور، لولا الله أولاً، ثم دعم من أحبوني وآمنوا بي.

لكم جميعًا، أهدى ثمرة جهدي وتعب سنوات مضت... فأنتم جزء من هذا النجاح، بل أنتم الأصل فيه.

قنادسي راضية

الاهداء

بِسْمِ اللَّهِ الرَّحْمَنِ الرَّحِيمِ

أيام مضت من عمرنا، بدأناها بخطوة، وها نحن اليوم نقطف ثمار مسيرة أعوام من الجد والاجتهاد. كان هدفنا واضحًا، وسعينا إليه كل يوم دون كلل، رغم ما اعترضنا من صعوبات.

فالحمد لله أولًا وآخرًا، على ما وفقنا إليه، وعلى ما أنعم به علينا حتى بلغنا هذا النجاح العظيم.

إلى عالم الميكروبات الصامت، الذي أذهلني بتنظيمه الدقيق، وإلى كلِّ باحثٍ كرّس حياته لفكِّ ألغاز هذا الكون المجهرى...

إلى سندي وضلعي الثابت، أبي العزيز "غضبان عبد المجيد" أسأل الله أن يجزيك عني خير الجزاء، كما يجزي الآباء الصالحين، وأن أكون فخرًا لك كما كنتَ دومًا فخرًا لي.

وإلى ملاكي الطاهر، أمي الحبيبة "بن صفا نعمة الباتول"، أسأل الله أن أكون قد رفعتُ رأسك، كما كنتَ ترفعين رأسي دومًا بكبريائك وحنائك، وأن أوفيك ولو جزءًا بسيطًا من فضلك الذي لا يُعد ولا يُحصى.

إلى من حملنَّ معي هموم الدراسة، وفرحنَّ بنجاحي كما لو كان نجاحهن، إلى من جعلنَّ رحلتي الأكاديمية ذكري لا تُنسى... أهدي هذا العمل لأختي الغاليتين "عائشة وعبير"، بكل الحب والامتنان.

وإلى زوجي، الذي صبر وساندني حتى آخر لحظة من هذه الرحلة، أبعث لك شكري العميق، ومحبتني الكبيرة، وامتناني اللامحدود.

وإلى عائلة زوجي الكريمة، إلى من كانوا لي أهلًا وسندًا، ويدًا ممدودة بالعطاء والدعاء، إلى من شاركوني مشوار النجاح بالكلمة الطيبة والدعم المعنوي، لكم مني أصدق الدعوات وأسمى مشاعر الامتنان.

وإلى أرواح التعلّم وقلوب الودّ، أخوات الدراسة ورفيقات القلب، اللواتي كنَّ عونًا لي في أصعب المراحل والتجارب...

أهدي لكم جميعًا هذا العمل المتواضع، عسى أن يسهم ولو بذرة صغيرة في حقل المعرفة والعلم. والحمد لله الذي علّمنا ما لم نكن نعلم، وكان فضله علينا عظيمًا.

غضبان عفراء

Remerciements

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude au **Professeur HENDEL Noui**, notre encadrant, pour son accompagnement tout au long de ce travail. Sa disponibilité, ses conseils pertinents et son soutien constant ont été déterminants pour la progression et la qualité de ce mémoire.*

*Nos sincères remerciements vont également à l'examinatrice de ce mémoire, le **Docteur ARIECH Mounira**, pour le temps consacré à l'évaluation de notre travail, ainsi que pour ses remarques enrichissantes et constructives.*

*Nous sommes également très reconnaissantes envers la présidente du jury, le **Docteur DEHIMI Khadidja**, pour sa bienveillance, son attention lors de la soutenance, et pour l'honneur qu'elle nous a fait en acceptant de présider ce jury.*

*Enfin, nous remercions chaleureusement l'ensemble des membres des **laboratoires de Microbiologie et de Biochimie de l'Université de M'sila**, ainsi que l'équipe pédagogique du **Master II de Microbiologie Appliquée, promotion 2024/2025**, sans oublier toutes les personnes qui nous ont soutenues tout au long de notre parcours universitaire.*

À toutes et à tous, nous adressons nos plus vifs remerciements.

Sommaire

Dédicace

Remerciements

ملخص	i
Abstract	ii
Résumé	iii
Liste des abréviations	iv
Liste des figures	v
Liste des tableaux	vi
Introduction	1

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Généralités sur les plantes médicinales	2
1.1. Phytothérapie.....	2
1.2. Médecine traditionnelle et plantes médicinales	2
1.3. Méthodes d'extraction	2
1.3.1. Extraction par hydrodistillation.....	2
1.3.2. Extraction par macération	3
1.3.3. Extraction par décoction.....	4
1.4. Activité antioxydante des plantes médicinales.....	4
1.5. Activité antimicrobienne des plantes médicinales	4
2. Présentation de la plante étudiée : <i>Santolina africana</i> Jord. & Fourr.	5

CHAPITRE II : MATÉRIELS ET MÉTHODES

3. Matériel et Méthodes.....	9
3.1. Matériel végétal.....	9
3.1.1. Broyage de la plante	9
3.1.2. Procédés d'extraction	9
3.1.2.1. Extraction par macération dans le Méthanol.....	9
3.1.2.2. Extraction par décoction dans de l'eau	10
3.1.2.3. Calcul du rendement.....	11
3.2. Dosage des composés phénoliques	11
3.2.2. Dosage des flavonoïdes	11
3.3. Evaluation de l'activité antioxydante	12
3.3.1. Test au DPPH.....	12
3.4. Evaluation de l'activité antimicrobienne de la plante	12

3.4.1.	Microorganismes	12
3.4.2.	Préparation des solutions d'extraits.....	13
3.4.3.	Préparation de l'inoculum	14
3.5.	Activité antibactérienne.....	14
3.5.1.	Méthode des puits de diffusion	14
3.5.2.	Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI).....	14
3.6.	Activité antifongique.....	15
3.7.	Analyse statistique.....	15

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

4.	Résultats et discussion.....	16
4.1.	Rendement en extraits de la plante.....	16
4.2.	Dosage des polyphénols et flavonoïdes	17
4.3.	Activité antioxydante	17
4.4.	Activité antibactérienne.....	18
4.5.	Activité antifongique.....	20
	Conclusion.....	21
	Références Bibliographiques	

في هذه الدراسة، تمت دراسة النبات الطبي *Santolina africana* المستخدم تقليدياً في منطقة المغرب العربي، بهدف تقييم إمكاناته العلاجية من خلال التحليل الكيميائي النباتي والبيولوجي. باستخدام طرق استخلاص معروفة (النقع بالميثانول والغلي بالماء)، تم الحصول على مستخلصات غنية بالبوليفينولات (236.34 ميكروغرام مكافئ من حمض الغاليك/ملغ) والفلافونويدات (63.15 ميكروغرام مكافئ من الكرستين/ملغ). كما تم قياس النشاط المضاد للأوكسدة باستخدام اختبار DPPH (IC50 = 47.33 – 59.11 ميكروغرام/مل). كشفت التقييمات البيولوجية عن نشاط متفاوت مضاد للبكتيريا، حيث أظهر المستخلص الميثانولي تثبيطاً ملحوظاً لـ (*Staphylococcus aureus*)، قطر منطقة التثبيط = 15.67 مم)، بينما أظهر المستخلص المائي فعالية مضادة للفطريات (*Aspergillus niger* بنسبة 52.52%)، مما يشير إلى آليات عمل تكميلية تشمل اضطراب الغشاء الخلوي والإجهاد التأكسدي. هذه النتائج، المدعومة ببيانات CMI واعدة (0.586–9.375 ملغ/مل)، تضع نبتة *Santolina africana* من منطقة المسيلة كمصدر واعد للجزيئات الحيوية لتطوير عوامل مضادة للميكروبات ومضادة للأوكسدة، مع التأكيد على الحاجة لدراسات إضافية لعزل المكونات الفعالة والتحقق من هذه التأثيرات في الجسم الحي.

الكلمات المفتاحية: *Santolina africana*، النشاط المضاد للأوكسدة، النشاط المضاد للبكتيريا، النشاط المضاد للفطريات، البوليفينولات، الفلافونويدات، المستخلص الميثانولي، المستخلص المائي.

Abstract

This study investigates the medicinal plant *Santolina africana*, traditionally used in the Maghreb region, to evaluate its therapeutic potential through phytochemical and biological characterization. Using established extraction methods (methanolic maceration and aqueous decoction), we obtained extracts rich in polyphenols (236.34 µg GAE/mg) and flavonoids (63.15 µg QE/mg). Antioxidant activity was quantified using the DPPH assay ($IC_{50} = 47.33-59.11$ µg/mL). Biological assessments revealed differential antibacterial activity, with the methanolic extract showing notable inhibition against *Staphylococcus aureus* (inhibition zone = 15.67 mm), while the aqueous extract demonstrated significant antifungal action against *Aspergillus niger* (52.52% inhibition), suggesting complementary mechanisms involving membrane disruption and oxidative stress. These findings, supported by promising MIC values (0.586-9.375 mg/mL), position *S. Africana* from the M'sila region as a valuable source of bioactive compounds for developing antimicrobial and antioxidant agents. However, further studies are needed to isolate the active principles and validate these effects *in vivo*.

Key words - *Santolina africana*, antioxidant activity, antibacterial activity, antifungal activity, polyphenols, flavonoids, methanolic extract, aqueous extract.

Résumé

Dans cette étude, la plante médicinale *Santolina africana*, traditionnellement utilisée au Maghreb, a fait l'objet d'une caractérisation phytochimique et biologique visant à évaluer son potentiel thérapeutique. Par des méthodes d'extraction connues (macération méthanolique et décoction aqueuse), des extraits riches en polyphénols (236,34 µg EAG/mg) et flavonoïdes (63,15 µg EQ/mg), ont été obtenus. Par ailleurs, l'activité antioxydante a été quantifiée par test DPPH (IC₅₀ = 47,33-59,11 µg/mL). Les évaluations biologiques ont révélé une activité antibactérienne différentielle, avec une inhibition notable de *Staphylococcus aureus* (ZI = 15,67 mm) par l'extrait méthanolique et une action antifongique significative contre *A. niger* (52,52%) par l'extrait aqueux, suggérant des mécanismes d'action complémentaires impliquant la perturbation membranaire et le stress oxydatif. Ces résultats, confirmés par des données de CMI prometteuses (0,586-9,375 mg/mL), positionnent *S. africana*, de la zone de M'sila, comme source de biomolécules d'intérêt pour le développement d'agents antimicrobiens et antioxydants, tout en soulignant la nécessité d'études complémentaires pour l'isolation des principes actifs et la validation *in vivo* de ces effets.

Mot clé - *Santolina africana*, activité antioxydante, activité antibactérienne, activité antifongique, polyphénols, flavonoïdes, extrait méthanolique, extrait aqueux.

Liste des abréviations

BHT : Butylhydroxytoluène
CMB : Concentration Minimale Bactéricide
CMI : Concentration Minimale Inhibitrice
DMSO : Diméthyle sulfoxyde.
DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle
EA : Extrait Aqueux
EM : Extrait Méthanolique
HE : Huile essentielle
IC₅₀ : Concentration Inhibitrice de 50%
ZI : Zone d'Inhibition
UFC : Unité Formant Colonie
GN : Gélose Nutritive
EqAG : Équivalents d'Acide Gallique
EqQ : Équivalents de Quercétine
PDA : Potato Dextrose Agar
BN : Bouillon Nutritif

Liste des figures

Figure 1. Système d'hydrodistillation de type Clevenger.....	3
Figure 2. <i>Santolina africana</i> :A) Plante entière B) Fleur.	6
Figure 3. Distribution géographique de <i>Santolina africana</i> Jord. & Fourr. Dans le monde.....	7
Figure 4. Le matériel végétal broyé de <i>S. africana</i>	9
Figure 5. Etapes de l'extraction par macération.....	10
Figure 6. Etapes de l'extraction par décoction.	10
Figure 7. Les volumes sont adaptés pour être appliqués sur des microplaques pour le dosage des polyphénols A, et des flavonoïdes B.	12
Figure 8. Effet des extraits EA et EM de <i>S. africana</i> sur la croissance fongique : diamètre des colonies (mm) au 7 ^{ième} jour d'incubation à 25 °C.....	20

Liste des tableaux

Tableau 1. Différentes appellations de <i>Santolina africana</i>	5
Tableau 2. Rendements en différents extraits de <i>Santolina africana</i>	16
Tableau 3. Polyphénols et flavonoïdes totaux, valeurs IC ₅₀ des extraits EA et EM de <i>S. africana</i> et de l'AA dans le test de DPPH.	17
Tableau 4. Activité antibactérienne des extraits de <i>Santolina africana</i> : diamètres des zones d'inhibition (mm) pour les extraits EA, EM et l'antibiotique de référence (chloramphénicol 30 µg).	18
Tableau 5. Concentrations minimales inhibitrices (CMI) et bactéricides (CMB/CMF) des extraits EM et EA de <i>S. africana</i> sur les souches microbiennes testées.	19

INTRODUCTION

Introduction

L'interdépendance entre l'Homme et les ressources végétales constitue un champ de recherche fondamental en ethnopharmacologie, particulièrement dans le contexte des pharmacopées traditionnelles. Cette relation symbiotique, façonnée par des siècles d'empirisme thérapeutique, révèle des potentialités biologiques majeures dans le domaine de la santé humaine.

En Afrique du Nord, et plus spécifiquement en Algérie, la médecine traditionnelle demeure un système de santé parallèle profondément ancré dans les pratiques socioculturelles. Parmi les taxons végétaux exploités, le genre *Santolina* (Asteraceae) présente un intérêt pharmacognostique remarquable. La complexité taxonomique de ce genre, illustrée par les révisions systématiques récentes, se double d'une richesse en métabolites secondaires bioactifs. Les trois espèces algériennes, *Santolina africana* Jord. et Four., *S. chamaecyparissus* L. et *S. nobilis* L. J. Gay, constituent notamment des sources prometteuses de composés phénoliques et d'huiles essentielles aux profils chimiques distinctifs (Lmachraa *et al.*, 2014).

Les usages ethnopharmacologiques documentés révèlent une utilisation rationalisée des sommités fleuries, principalement sous forme de macérats aux propriétés spasmolytiques, anti-inflammatoires et antimicrobiennes. L'administration par voie orale (en synergie avec le miel) contre les pathologies gastriques suggère notamment une action sur la muqueuse digestive (Mekhelfi, 2018).

Dans cette optique, notre étude se propose :

- de caractériser quantitativement les polyphénols totaux (méthode Folin-Ciocalteu) et les flavonoïdes (test au $AlCl_3$) d'extraits (méthanolique et aqueux) *Santolina africana* de la région de M'sila,
- d'évaluer quelques activités biologiques de cette plante ; dont l'activité antibactérienne et l'activité antifongique.

Cette approche méthodologique vise à établir des bases scientifiques pour la valorisation de cette plante dans des applications pharmaceutiques innovantes.

CHAPITRE I :
PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Généralités sur les plantes médicinales

1.1. Phytothérapie

L'utilisation des plantes médicinales, dont les origines remontent aux civilisations antiques, représente un patrimoine thérapeutique ancestral. Initialement basée sur des observations empiriques, cette pratique a évolué vers une discipline scientifique rigoureuse ; la phytopharmacologie, visant à élucider les mécanismes d'action des principes actifs végétaux. Aujourd'hui encore, le rapport mondial de l'OMS sur les médecines traditionnelles (2019) estime que 70 à 80% de la population mondiale a recours aux médecines alternatives, majoritairement à base de plantes, pour leurs soins primaires (WHO, 2019).

Cette demande sociétale croissante, couplée aux avancées analytiques récentes en chimie des produits naturels, a stimulé la recherche sur les métabolites secondaires bioactifs. Les études phytochimiques modernes permettent la caractérisation structurale des molécules actives, la validation pharmacologique de leurs effets et la standardisation des extraits thérapeutiques (Khammassi *et al.*, 2024).

1.2. Médecine traditionnelle et plantes médicinales

La Pharmacopée française (10^{ième} éd.) définit une plante médicinale comme une substance végétale - qualifiée de "drogue végétale" par la Pharmacopée européenne - dont au moins un organe présente des propriétés thérapeutiques. Ces végétaux peuvent également avoir des usages alimentaires (condiments) ou cosmétiques.

En droit français, la qualification de plante médicinale est soumise à deux critères cumulatifs (Chabrier, 2010) :

- Inscription à la Pharmacopée,
- Usage exclusivement thérapeutique (prévention ou traitement de pathologies humaines ou animales)

Seule la réunion de ces conditions permet son intégration dans le cadre pharmaceutique réglementé.

1.3. Méthodes d'extraction

1.3.1. Extraction par hydrodistillation

L'hydrodistillation, technique ancestrale décrite par Meyer-Warnod (1984), demeure la méthode de référence pour l'extraction des huiles essentielles (Figure 1). Son protocole opératoire implique :

Phase d'immersion : Le matériel végétal est immergé dans l'eau,

Phase de chauffage : Portage à ébullition à pression atmosphérique,

Phase d'entraînement : comprend la libération des composés volatils par rupture cellulaire thermique ; et entraînement par vapeur d'eau selon le principe azéotropique (Clevenger, 1928)

Cette méthode, validée par Asbahani *et al.* (2015), permet une extraction douce des fractions aromatiques tout en préservant leur intégrité moléculaire.

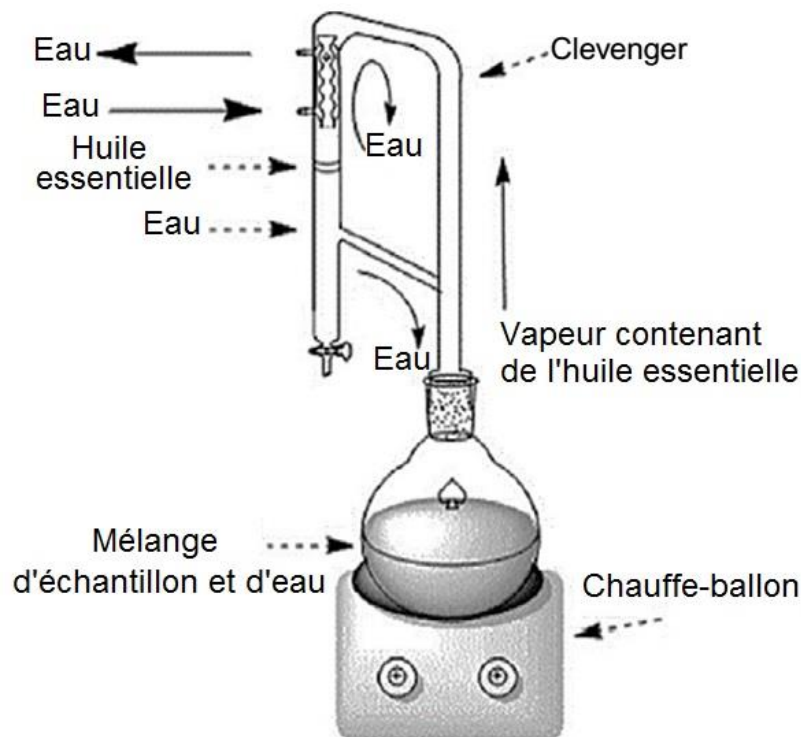


Figure 1. Système d'hydrodistillation de type Clevenger (Lorigooini *et al.*,2020).

1.3.2. Extraction par macération

La macération est une méthode d'extraction à froid reposant sur les principes de diffusion passive et de solubilité différentielle, particulièrement adaptée aux composés thermosensibles. Ce procédé implique trois paramètres essentiels : une préparation de la matière à macérer (broyage optimal et sélection des organes végétaux), un système solvant adapté (polarité ajustée via des mélanges éthanol/eau par exemple, avec optimisation du ratio solvant/matière sèche), et une cinétique d'extraction contrôlée (durée de 24h à plusieurs semaines avec agitation modulée et protection contre l'oxydation). Bien qu'économique et respectueuse des composés labiles, cette technique ancestrale présente des limites opérationnelles (durée prolongée, rendements variables) nécessitant une standardisation rigoureuse des protocoles de filtration (Whatman/mousseline) et de conservation (4°C, flacons ambrés) pour des applications thérapeutiques fiables (Bruneton, 2016).

1.3.3. Extraction par décoction

La décoction est une méthode d'extraction par ébullition prolongée (10-60 min) dans l'eau, spécialement adaptée aux parties dures des plantes (racines, écorces). Elle repose sur l'action combinée de la chaleur et de l'hydrolyse pour libérer les composés thermostables (tanins, alcaloïdes). Le procédé standard implique : fragmentation végétale, ébullition contrôlée avec compensation d'évaporation, filtration après refroidissement. Bien qu'efficace, cette technique altère les composés thermolabiles et produit des extraits peu stables (conservation ≤ 72 h à 4°C) (Gladstar, 2008).

1.4. Activité antioxydante des plantes médicinales

L'étude des propriétés antioxydantes des plantes médicinales vise à identifier des composés bioactifs capables de neutraliser les espèces réactives oxygénées (ERO). Bien que de nombreuses études *in vitro* mettent en évidence le potentiel des polyphénols, flavonoïdes et autres métabolites secondaires, leur transposition *in vivo* reste complexe. Cependant, les résultats prometteurs obtenus en laboratoire ne garantissent pas toujours une efficacité dans l'organisme. La biodisponibilité, la transformation et les interactions de ces molécules compliquent leur utilisation thérapeutique. Des études plus poussées sont nécessaires pour confirmer leurs bénéfices réels contre les maladies liées à l'oxydation (Halliwell, 2012).

1.5. Activité antimicrobienne des plantes médicinales

L'activité antimicrobienne des plantes médicinales représente un domaine de recherche d'une importance croissante, face à la menace grandissante de la résistance aux antimicrobiens conventionnels (Ríos and Recio, 2005). Les plantes médicinales, riches en composés bioactifs tels que les alcaloïdes, les terpénoïdes, les polyphénols et les glycosides, offrent une source potentielle de nouvelles molécules antimicrobiennes capables d'inhiber la croissance ou de tuer les micro-organismes pathogènes (Savoia, 2012). Bien que de nombreuses études *in vitro* aient démontré l'efficacité d'extraits de plantes ou de composés isolés contre un large éventail de bactéries, de champignons, de virus et de parasites, la transposition de ces résultats en applications cliniques se heurte à plusieurs défis. La complexité des matrices végétales, la variabilité de la composition chimique en fonction de facteurs géographiques et environnementaux, ainsi que les interactions synergiques ou antagonistes entre les différents composés, rendent difficile l'identification des molécules actives et la standardisation des extraits (Savoia, 2012). Cushnie et Lamb (2005) ont passé en revue l'activité antimicrobienne des flavonoïdes, soulignant leur potentiel à inhiber la croissance des micro-organismes pathogènes. L'avenir de la recherche dans ce domaine réside dans le développement de méthodes d'extraction et de fractionnement plus efficaces, l'identification précise des mécanismes d'action des composés antimicrobiens, la formulation de

systèmes d'administration améliorés, et la réalisation d'études cliniques rigoureuses afin de valider leur efficacité et leur innocuité pour le traitement des infections.

2. Présentation de la plante étudiée : *Santolina africana* Jord. & Fourr.

Le genre *Santolina*, groupe taxonomiquement complexe, regroupe des espèces endémiques du bassin méditerranéen. Sur les 103 espèces répertoriées, plusieurs sont utilisées en médecine traditionnelle depuis l'Antiquité pour leurs propriétés biologiques. Les analyses phytochimiques révèlent que ces plantes synthétisent principalement des terpénoïdes, ainsi que des coumarines et flavonoïdes secondaires (Tundis *et al.*, 2018 ; Boudjedjou *et al.*, 2019).

2.1. Historique

Depuis trois décennies, de nombreuses espèces de *Santolina* ont été décrites à travers diverses régions, bien que les classifications actuelles tendent à se concentrer sur un nombre limité d'espèces principales. Parmi les plus représentatives figurent *Santolina chamaecyparissus* L., *S. oblongifolia*, *S. ligustica*, *S. rosmarinifolia*, *S. canescens* et *S. corsica* (Lmachraa *et al.*, 2014).

2.2. Classification

La classification systématique de *Santolina africana* Jord. & Fourr. (Malti, 2019).

Règne	Plantae
Embranchement	Spermaphyta (plantes à graines)
Sous-embranchement	Magnoliophyta (plantes à fleurs)
Classe	Eudicotylédones (Eudicots)
Sous-classe	Asteridae
Ordre	Asteraceae (famille des astéracées ou composées)
Famille	Anthemideae
Tribu	<i>Santolina</i>
Genre Espèce	<i>Santolina africana</i>

2.3. Etymologie

Le Tableau 1 résume les appellations vernaculaires et scientifiques de *Santolina africana* Jord. & Fourr.

Tableau 1. Différentes appellations de *Santolina africana*.

Catégorie	Désignation	Référence
Synonyme latin	<i>Ormenis africana</i> (Jord. & Fourr.)	(Fdil <i>et al.</i> , 2011)
Appellation arabe	« Chih albarri » (الشبح البري)	(Fdil <i>et al.</i> , 2011)
Dénomination anglaise	African santolina	(Lmachraa <i>et al.</i> , 2014)

2.4. Description botanique de *Santolina africana* Jord. & Fourr.

Le genre *Santolina* comprend des sous-arbrisseaux ligneux et rustiques, caractérisés par un feuillage alterné finement découpé. Les capitules, sphériques et discoïdes (jaunes, crèmes ou blancs), présentent des fleurs tubuleuses hermaphrodites à corolle prolongée par un capuchon couvrant l'ovaire. L'involucre possède des bractées imbriquées, tandis que le réceptacle convexe est paléacé. Les akènes, tétragones et glabres, sont dépourvus de structures ailées ou saillantes.

Santolina africana (Figure 2) se distingue comme un sous-arbrisseau de 20-30 cm, adapté aux milieux rocheux calcaires. Ses rameaux pubescents et subverticaux portent des feuilles sessiles blanchâtres. Les inflorescences terminales (8-10 mm) regroupent des capitules de fleurs tubuleuses bisexuées jaunes (Boudjedjou, 2020).



Figure 2. *Santolina africana* :A) Plante entière B) Fleur ; (Photo de HENDEL, Ouanougha –M’sila, le 18/05/2022)

2.5. Répartitions géographiques

Le genre *Santolina* (sous-tribu Santolininae) représente un complexe taxonomique méditerranéen particulièrement diversifié, dont la délimitation spécifique et la classification chimiotaxonomique font l'objet de révisions systématiques récurrentes (Malti, 2019). Au sein de ce groupe, *Santolina africana* Jord. & Fourr. se distingue comme un taxon endémique strict de l'Afrique du Nord, présentant une distribution discontinue couvrant les montagnes atlasiques du Maroc, de l'Algérie et de la Tunisie (Quezel et Santa, 1963) (Figure 3). Cette espèce xérophile occupe des niches écologiques particulières dans les écosystèmes montagnards arides entre 800 et 2000 m d'altitude (Malti, 2019).



Figure 3. Distribution géographique de *Santolina africana* Jord. & Fourr. Dans le monde (kew.org, 2025).

2.6. Utilisations traditionnelles de *Santolina africana*

Les différentes ethnopharmacopées nord-africaines attribuent à *Santolina africana* des propriétés thérapeutiques variées. Au Maroc, les praticiens traditionnels l'utilisent principalement comme :

- Remède gastro-intestinal (stomachique, vermifuge, anthelminthique)
- Régulateur des fonctions reproductives (abortif, emménagogue)
- Agent antidiabétique et hypoglycémiant (Lmachraa *et al.*, 2014)

En Tunisie, son usage traditionnel comprend :

- Le traitement du diabète sucré
- Le soulagement des coliques et douleurs abdominales
- La cicatrisation des ulcères gastriques (en association avec du miel) (Khammassi *et al.*, 2024)

Les préparations traditionnelles les plus courantes incluent :

- Des macérats de sommités fleuries pour les troubles intestinaux et dermatologiques
- Des mélanges inflorescences-miel contre les douleurs gastriques et cardiaques (Mekhelfi *et al.*, 2018)

Ces usages traditionnels, bien établis dans différentes régions du Maghreb, témoignent de l'importance de cette espèce dans les systèmes médicaux locaux et appellent à des investigations scientifiques plus poussées pour valider ces pratiques empiriques.

PARTIE PRATIQUE
CHAPITRE II : MATÉRIELS ET
MÉTHODES

3. Matériel et Méthodes

La phase expérimentale a été menée dans les laboratoires de microbiologie et de biochimie de l'université Mohamed Boudiaf de M'sila. Elle a inclus la préparation d'extraits de *Santolina africana*, la préparation et la purification de souches bactériennes disponibles au laboratoire de microbiologie, ainsi que la réalisation de tests d'activité antibactérienne sur les souches bactériennes testées.

3.1. Matériel végétal

La plante *Santolina africana* Jord. & Fourr., récoltée à l'état sauvage en mai 2022 dans la région de Ouanougha - M'sila (Figure 2), a été séchée à l'ombre dans un lieu sec et aéré. Les parties aériennes (feuilles, fleurs et tiges) ont ensuite été conditionnées dans des sacs en papier propres et stockées en attendant leur utilisation.

3.1.1. Broyage de la plante

Le matériel végétal a été broyé à l'aide d'un broyeur électrique. Le procédé de broyage se fait toujours juste avant les procédés d'extraction (Figure 4).



Figure 4. Le matériel végétal broyé de *S. africana*.

3.1.2. Procédés d'extraction

3.1.2.1. Extraction par macération dans le Méthanol

L'extraction méthanolique des différentes parties de *S. africana* a été effectuée par macération selon le protocole de Mahmoudi *et al.* (2013), avec quelques modifications. Cinquante grammes de poudre végétale ont été mis en contact avec 500 mL de méthanol et agités à température ambiante pendant 24 h. Après filtration sur papier Whatman N°1, le solvant a été éliminé par évaporation sous vide à 40°C à l'aide d'un évaporateur rotatif (Figure 5). L'extrait obtenu (EM= Extrait méthanolique) a été conservé à 4°C en attendant son utilisation.

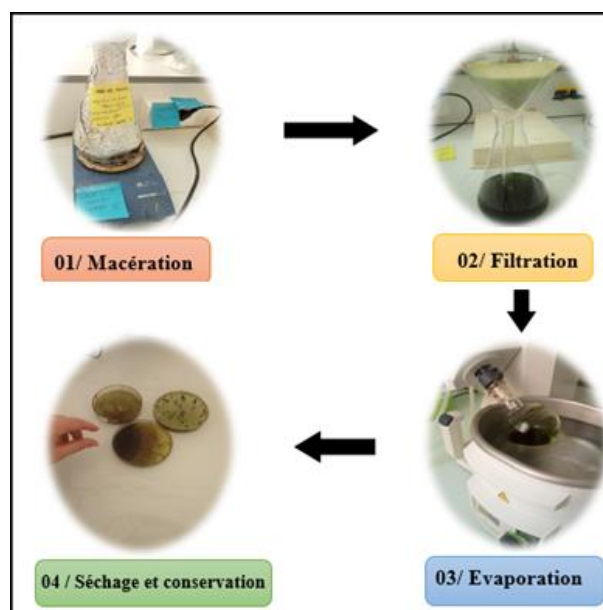


Figure 5. Etapes de l'extraction par macération.

3.1.2.2. Extraction par décoction dans de l'eau

La décoction a été réalisée selon la méthode de Mahmoudi *et al.* (2013), avec quelques modifications (Figure 6). Vingt grammes de poudre végétale ont été mélangés à 200 mL d'eau distillée, puis portés à ébullition sous agitation constante pendant 30 min. Le mélange a ensuite été filtré sur papier Whatman N°1. L'extrait aqueux (EA) obtenu a été séché à 40°C dans une étuve, puis conservé à 4°C jusqu'à son utilisation ultérieure.

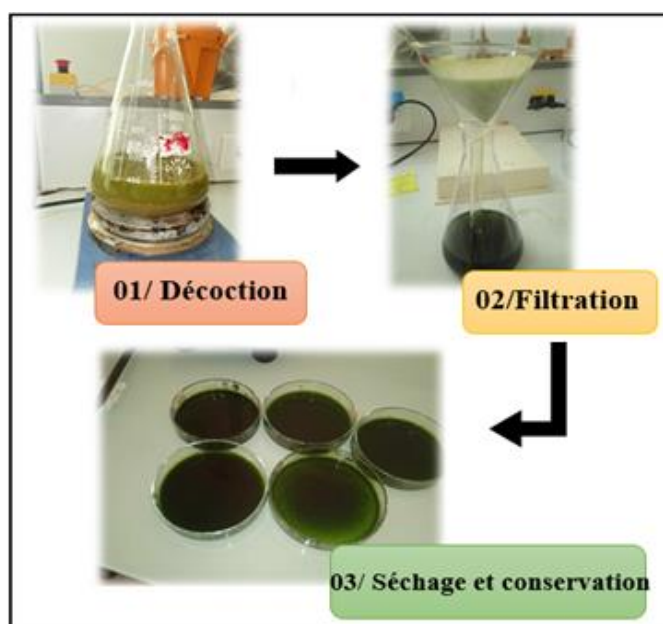


Figure 6. Etapes de l'extraction par décoction.

3.1.2.3. Calcul du rendement

Le rendement d'extraction a été quantifié selon la méthode de Falleh *et al.* (2008) selon la relation :

$$\text{Rendement (R)\%} = \frac{M_{\text{Ext}}}{M_{\text{Ech}}} \times 100$$

Où

M_{Ext} : Masse de l'extrait après évaporation du solvant en g.

M_{Ech} : Masse de l'échantillon végétal en g.

3.2. Dosage des composés phénoliques

3.2.1. Dosage des polyphénols

Le dosage des polyphénols totaux dans les extraits de *S. africana* a été réalisé selon une méthode adaptée (Figure 7A) de Delgado *et al.* (2019). Le principe repose sur l'oxydation des groupements phénoliques par le réactif de Folin-Ciocalteu, un mélange d'acides phosphotungstique ($\text{H}_3\text{PW}_{12}\text{O}_{40}$) et phosphomolybdique ($\text{H}_3\text{PMo}_{12}\text{O}_{40}$). Lors de la réaction, ces composés sont réduits en oxydes bleus de tungstène (W_8O_{23}) et de molybdène (Mo_8O_{23}), présentant un pic d'absorption à 765 nm dont l'intensité est proportionnelle à la concentration en polyphénols. Dans le protocole, 100 μL d'extrait à différentes concentrations ont été mélangés avec 500 μL de réactif de Folin-Ciocalteu (10%), suivis après 4 minutes par l'ajout de 400 μL de carbonate de sodium (Na_2CO_3 , 7,5%). Le mélange a été incubé 2 heures à température ambiante à l'abri de la lumière avant la mesure d'absorbance à 765 nm. Pour l'étalonnage, une courbe de calibration a été établie à l'aide de solutions d'acide gallique (0-200 $\mu\text{g}/\text{mL}$), permettant d'exprimer les résultats en microgrammes d'équivalents d'acide gallique par milligramme d'extrait (μg EAG/mg extrait).

3.2.2. Dosage des flavonoïdes

La quantification des flavonoïdes totaux a été effectuée selon la méthode colorimétrique de Bahorun *et al.* (1996) adaptée (Figure 7B). Brievement, 1 mL de chaque échantillon ou solution étalon (préparée en méthanol) a été mélangé avec 1 mL de chlorure d'aluminium (AlCl_3 , 2% dans le méthanol). Après une incubation de 10 min à l'abri de la lumière, l'absorbance a été mesurée à 430 nm. La concentration en flavonoïdes a été déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage établie avec des solutions de quercétine (2,5-40 $\mu\text{g}/\text{mL}$). Les résultats sont exprimés en microgrammes d'équivalent quercétine par milligramme d'extrait sec (μg EQ/mg d'extrait).

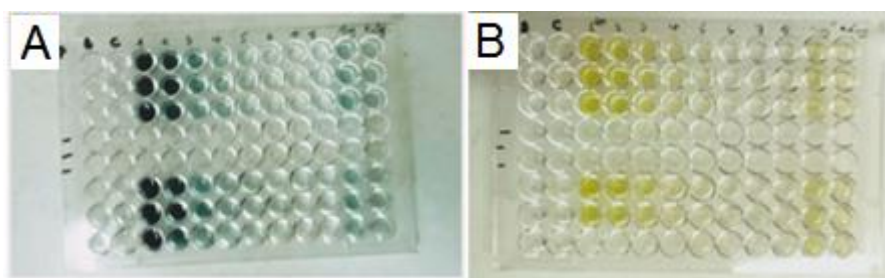


Figure 7. Les volumes sont adaptés pour être appliqués sur des microplaques pour le dosage des polyphénols A, et des flavonoïdes B.

3.3. Evaluation de l'activité antioxydante

3.3.1. Test au DPPH

La méthode au radical libre DPPH (1,1-diphényl-2-picrylhydrazyl) a été employée pour évaluer l'activité antiradicalaire des extraits de *Santolina africana*, suivant le protocole de Sanchez-Moreno *et al.* (1998) modifié. Une solution mère de DPPH (0.004 mg/100 mL de méthanol) a été préparée. Pour chaque essai, 600 μ L d'extrait ou d'acide ascorbique (AA) (standard) ont été mélangés à 600 mL de cette solution. Après incubation à l'obscurité pendant 30 minutes, la diminution d'absorbance à 517 nm (correspondant à la réduction de la coloration violette) a été mesurée par spectrophotométrie. Un témoin négatif (solution de DPPH sans extrait) a été inclus dans chaque série d'analyses. La concentration inhibitrice IC₅₀, définie comme la concentration d'extrait nécessaire pour neutraliser 50% du radical DPPH, a été déterminée graphiquement à partir des courbes de dilution. Les valeurs sont présentées sous forme de moyenne \pm écart-type.

3.4. Evaluation de l'activité antimicrobienne de la plante

3.4.1. Microorganismes

Les souches bactériennes utilisées pour évaluer l'activité des extraits EM et EA de *Santolina africana* sont des souches de référence disponibles au laboratoire de microbiologie du Département de Microbiologie et Biochimie. Elles comprennent :

- *Staphylococcus aureus* ATCC 6538
- *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853
- *Enterococcus faecalis* ATCC 51299---(*E. faecalis* 1)
- *Enterococcus faecalis* ATCC 49452---(*E. faecalis* 2)
- *Bacillus subtilis* ATCC 9372
- *Escherichia coli* ATCC 25922

- *Staphylococcus epidermidis* ATCC 12228
- *Listeria* sp. (provenant du laboratoire de biologie végétale de l'Université de Sétif).

Les isolats fongiques d'origine alimentaire testés étaient :

- *Alternaria alternata*
- *Aspergillus niger*
- *Aspergillus flavus*
- *Penicillium expansum*
- *Penicillium italicum*
- *Trichoderma harzianum*

ainsi que la levure *Candida albicans*. Toutes ces souches étaient également disponibles dans le laboratoire mentionné précédemment.

L'évaluation de la pureté des souches bactériennes a été réalisée par des repiquages successifs sur bouillon nutritif (BN), dans des conditions contrôlées au laboratoire. Pour confirmer leur homogénéité, un ensemencement en stries d'épuisement a été effectué sur gélose nutritive, suivie d'une incubation de 24 heures à 37 °C. Le processus de transfert a été répété entre la gélose et le bouillon nutritif, puis inversement, afin de garantir la pureté et la stabilité des souches. Enfin, une coloration de Gram a été réalisée, complétée par des observations microscopiques pour analyser la morphologie des colonies et vérifier l'absence de contamination.

Les tests antimicrobiens ont été menés sur deux milieux de culture principaux : la gélose nutritive (GN) et la gélose Mueller-Hinton (MHA). Ces milieux permettent non seulement l'isolement et la conservation des souches bactériennes dans des conditions optimales, mais aussi l'évaluation de leur sensibilité aux agents antimicrobiens. Pour les tests antifongiques, le milieu Potato Dextrose Agar (PDA) a été utilisé, adapté à la culture des champignons et à l'analyse de leur croissance en présence des extraits végétaux étudiés.

Pour la conservation, les souches bactériennes ont été ensemencées sur gélose nutritive inclinée dans des tubes, incubées à 37°C pendant 24 heures, puis stockées à 5°C. Les souches fongiques ont été traitées selon le même protocole mais sur milieu PDA (Potato Dextrose Agar) incliné, permettant ainsi leur préservation pour les analyses futures.

3.4.2. Préparation des solutions d'extraits

Pour les tests de puits de diffusion : Les extraits EA et EM ont été dissous directement dans du diméthylsulfoxyde (DMSO) pur pour obtenir les concentrations souhaitées.

Pour la détermination des CMI et CMB : Les extraits ont été dilués dans du bouillon nutritif contenant 2% (v/v) de DMSO, permettant ainsi une meilleure compatibilité avec les milieux de culture.

3.4.3. Préparation de l'inoculum

L'inoculum bactérien a été préparé à partir d'un bouillon nutritif adapté à la souche étudiée, prélevé en phase stationnaire de croissance, puis incubé à température optimale pour favoriser son activité métabolique. Les souches ont étéensemencées sur milieu GN par la méthode d'épuisement et incubées à 37 °C pendant 24 h pour obtenir des colonies isolées. Deux colonies distinctes par souche ont été prélevées à l'anse de platine stérile, suspendues dans 9 mL de NaCl 0,9 %, puis homogénéisées par agitation. La turbidité a été ajustée au standard 0,5 de l'échelle de McFarland (correspondant à une densité optique de 0,08 à 0,13 à 620 nm), équivalant à une concentration d'environ 10⁸ UFC/mL (Balouiri *et al.*, 2016).

3.5. Activité antibactérienne

3.5.1. Méthode des puits de diffusion

Des puits de 6 mm de diamètre ont été creusés à l'aide d'un emporte-pièce dans des boîtes de Pétri contenant le milieu MHA, préalablementensemencée par écouvillonnage avec une suspension bactérienne calibrée à 1 × 10⁸ UFC/mL. Les puits ont été positionnés selon une répartition équidistante entre le centre et la périphérie de la boîte.

Sous conditions aseptiques, les extraits EM et EA de *Santolina africana* ont été dissous dans du DMSO pour atteindre une concentration finale de 300 mg/mL. Un volume de 30 µL de chaque solution a été déposé dans les puits correspondants. Une pré-incubation à 4 °C pendant 1 h a été réalisée pour permettre une diffusion homogène des extraits dans la gélose, suivie d'une incubation à 37 °C pendant 24 h en conditions statiques.

Après incubation, les diamètres des zones d'inhibition (ZI) (incluant le diamètre du puits) ont été mesurés. Le DMSO seul a été utilisé comme témoin négatif, tandis que le Chloramphénicol (C30 µg/disque) a servi de contrôle positif, conformément au protocole décrit par Bouyahya *et al.* (2017).

3.5.2. Détermination de la concentration minimale inhibitrice (CMI)

La CMI a été déterminée selon un protocole de microdilution en milieu liquide. Initialement, 300 mg de chaque extrait (EA et EM) ont été dissous dans 200 µL de DMSO, puis complétés avec 1 mL de bouillon nutritif pour obtenir une solution mère homogène après agitation vigoureuse. Une série de dix dilutions décimales a ensuite été préparée à partir de cette solution. Les différentes

concentrations ont été distribuées dans une microplaque 96 puits (100 µL/puits), auxquels ont été ajoutés 95 µL de bouillon nutritif stérile et 5 µL d'une suspension bactérienne standardisée à 10⁸ UFC/mL, atteignant ainsi un volume final de 200 µL par puits. Deux contrôles essentiels ont été inclus : un témoin positif (195 µL de bouillon + 5 µL de suspension bactérienne) pour vérifier la croissance microbienne, et un témoin négatif (200 µL de bouillon seul) pour confirmer l'asepsie du milieu. Après incubation à 37°C pendant 18-24 heures, la CMI a été définie comme la plus faible concentration inhibant toute croissance bactérienne visible, évaluée par l'absence de turbidité (Toty *et al.*, 2013). La validité des essais a été confirmée par la croissance dans le témoin positif et la clarté du témoin négatif.

3.6. Activité antifongique

L'activité antifongique de l'extrait méthanolique (EM) de *Santolina africana* a été évaluée selon la méthode décrite par Hendel *et al.* (2021), en incorporant 300 mg de chaque extrait sec (EM et EA), préalablement dissous dans 1 mL DMSO, dans 250 mL de gélose PDA stérile. Le DMSO a été sélectionné comme solvant en raison de sa neutralité biologique et de son absence d'effet antifongique aux concentrations utilisées. Huit souches fongiques phytopathogènes ont été testées selon la méthode du contact direct, où les extraits dissous ont été mélangés au milieu de culture avant solidification. Après ensemencement aseptique des champignons (un disque mycélien de 6 mm de diamètre a été déposé au centre de la boîte), les cultures ont été incubées pendant sept jours. L'activité inhibitrice a été déterminée par mesure comparative des diamètres de croissance mycélienne entre les échantillons traités et les témoins négatifs (DMSO seul). Les taux d'inhibition ont été calculés selon la formule :

$$I\% = (DC-DT) / DC \times 100$$

Où DC représente le diamètre moyen (en mm) des colonies témoins et DT celui des colonies traitées.

3.7. Analyse statistique

Toutes les analyses des activités antioxydante et antimicrobienne sont faites en trois répétitions et la comparaison des moyennes est réalisée par analyse de la variance, suivi du test à comparaisons multiple de Tukey. Pour l'ensemble des données, la significativité a été admise avec une erreur de 5% ($p \leq 0.05$). L'analyse statistique a été réalisée avec le logiciel GraphPad Prism 6.05.

PARTIE PRATIQUE
CHAPITRE III : RESULTATS ET
DISCUSSION

4. Résultats et discussion

4.1. Rendement en extraits de la plante

Les taux de rendement des extraits de *Santolina africana* sont présentés dans le tableau ci-dessous (Tableau 2). Ces rendements correspondent au pourcentage de la masse de l'extrait obtenu par rapport à la masse de plante sèche utilisée initialement.

Tableau 2. Rendements en différents extraits de *Santolina africana*.

Extraits	Aspect	Couleur	Méthode D'extraction	Rendement (% M/M)
EA	Pâteux	Vert Foncé	Décoction	4,68
EM	Pâteux	Vert Foncé	Macération	12,32

Les principaux facteurs affectant le rendement extractif incluent : la méthode employée, le temps d'extraction, la température, le solvant et la composition du matériel végétal (Su *et al.*, 2006, Cao *et al.*, 2025).

Les extraits EA et méthanolique EM de *Santolina africana* se présentent comme des pâtes vert foncé, révélant la présence de chlorophylles et composés phénoliques. La décoction (EA) extrait sélectivement les composés thermostables mais altère les thermosensibles, tandis que la macération (EM) à froid préserve mieux les molécules fragiles. L'écart significatif de rendement (12,32% pour la macération contre 4,68% pour la décoction) s'explique par trois paramètres clés : (1) la température (la chaleur dégrade certains composés lors de la décoction), (2) la durée (la macération prolongée permet une extraction plus complète), et (3) la nature du solvant (le méthanol, plus apolaire, solubilise davantage de métabolites secondaires que l'eau).

Bien que la macération apparaisse comme la méthode optimale pour maximiser le rendement et préserver les composés thermosensibles, le choix méthodologique doit être adapté aux objectifs spécifiques : la décoction reste pertinente pour cibler exclusivement les composés thermostables. Ces résultats soulignent l'impact crucial de la méthode d'extraction sur le rendement et la composition des extraits. Des études complémentaires pourraient caractériser précisément les profils phytochimiques obtenus par chaque méthode et évaluer leurs corrélations avec les activités biologiques.

4.2. Dosage des polyphénols et flavonoïdes

L'analyse phytochimique des extraits de *Santolina africana* a révélé des teneurs remarquables en métabolites secondaires. L'extrait méthanolique a montré les concentrations les plus élevées, avec $63,15 \pm 0,34$ $\mu\text{g EQ/mg}$ de flavonoïdes et $236,34 \pm 9,35$ $\mu\text{g EAG/mg}$ de polyphénols totaux (Tableau 3). Ces résultats corroborent les observations de Ben Mansour *et al.* (2011) qui avaient déjà signalé des teneurs phénoliques exceptionnelles chez cette espèce, supérieures à celles d'autres Astéracées. L'extrait aqueux, bien que présentant une concentration comparable en polyphénols ($222,68 \pm 1,88$ $\mu\text{g EAG/mg}$), n'a accumulé que $29,83 \pm 1,07$ $\mu\text{g EQ/mg}$ de flavonoïdes, confirmant leur moindre solubilité dans l'eau (Mekhelfi *et al.*, 2018). Les variations géographiques sont notables : les échantillons algériens surpassent ceux du Maroc ($38,2 \pm 0,15$ $\mu\text{g EQ/mg}$ de flavonoïdes et $137,46 \pm 0,14$ $\mu\text{g EAG/mg}$ de polyphénols) et de Tunisie ($31,79 \pm 0,22$ $\mu\text{g EQ/mg}$ et $137,03 \pm 0,31$ $\mu\text{g EAG/mg}$) (Khammassi, 2024), reflétant probablement l'influence combinée de facteurs génétiques et environnementaux. Ces différences inter-régionales, particulièrement marquées pour les flavonoïdes, soulignent l'importance des conditions de croissance dans l'accumulation des métabolites secondaires, comme l'avaient déjà suggéré les études comparatives sur les Astéracées méditerranéennes (Ben Mansour *et al.*, 2011 ; Khammassi, 2024). La richesse exceptionnelle des populations algériennes en composés phénoliques, confirmée par ces travaux récents, ouvre des perspectives intéressantes pour leur valorisation en pharmacologie, notamment pour leurs propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires (Mekhelfi *et al.*, 2018).

Tableau 3. Polyphénols et flavonoïdes totaux, valeurs IC_{50} des extraits EA et EM de *S. africana* et de l'AA dans le test de DPPH.

Extraits	Flavonoïdes ($\mu\text{g EQ/mg}$ extrait sec)	Polyphenols ($\mu\text{g EAG/mg}$ extrait sec)	DPPH (IC_{50} , $\mu\text{g/mL}$)
EM	$63,15 \pm 0,34$	$236,34 \pm 9,35$	$59,11 \pm 2,05$
EA	$29,83 \pm 1,07$	$222,68 \pm 1,88$	$47,33 \pm 1,45$
AA	–	–	$27,03 \pm 2,68$

*Les valeurs sont significativement différentes selon l'analyse ANOVA unidirectionnelle ordinaire suivie par le test de comparaisons multiples de Tukey, $p < 0.05$, ($n=3 \pm \text{SD}$).

4.3. Activité antioxydante

L'évaluation par le test DPPH a démontré que l'extrait aqueux de *Santolina africana* présente une activité antioxydante plus élevée que l'extrait méthanolique, malgré des teneurs inférieures en polyphénols et flavonoïdes (Tableau 3), suggérant que l'efficacité antioxydante dépend non

seulement de la quantité mais aussi de la nature des composés (comme les acides phénoliques et tanins hydrosolubles sont plus actifs contre le DPPH). Cette observation rejoint les travaux de Béjaoui *et al.* (2017) sur le profil phénolique original de cette espèce, marqué par des dérivés d'acides caféoylquiniques. Bien que l'acide ascorbique reste plus efficace ($IC_{50} = 27,03 \mu\text{g/mL}$), les extraits de *Santolina*, notamment l'extrait aqueux algérien (plus actif que ceux du Maroc et de Tunisie), présentent un potentiel applicatif en cosmétique et nutraceutique, complété par l'activité remarquable de l'huile essentielle ($IC_{50} < 1,13 \text{ mg/mL}$; Boudjedjou, 2020). Les variations d'activité s'expliquent par des facteurs environnementaux (climat, sol), méthodologiques (solvant d'extraction) et botaniques (organe végétal), soulignant l'importance d'une standardisation pour valoriser pleinement cette ressource.

4.4. Activité antibactérienne

L'analyse par diffusion en gélose a révélé des profils d'activité antibactérienne distincts entre les extraits EA et EM de *S. africana* (Tableau 4). Sur la base de la composition phytochimique des extraits, l'EM, caractérisé par sa richesse en flavonoïdes ($63,15 \mu\text{g EQ/mg}$) et polyphénols totaux ($236,34 \mu\text{g EAG/mg}$), a démontré une efficacité marquée contre les bactéries Gram+ (*S. aureus* : $ZI=15,67 \text{ mm}$; *E. faecalis* : $ZI=16,67 \text{ mm}$), attribuable à l'action des flavonoïdes lipophiles sur les membranes bactériennes (Ben Mansour *et al.*, 2011). À l'opposé, l'EA, bien que moins concentré en polyphénols ($222,68 \mu\text{g EAG/mg}$), a montré une activité notable contre les Gram- (*E. coli* : $ZI=10,67 \text{ mm}$; *P. aeruginosa* : $ZI\sim 11 \text{ mm}$), probablement due aux acides phénoliques hydrosolubles (Béjaoui *et al.*, 2017).

Tableau 4. Activité antibactérienne des extraits de *Santolina africana* : diamètres des zones d'inhibition (mm) pour les extraits EA, EM et l'antibiotique de référence (chloramphénicol 30 μg).

Bactéries/levure	EA	AM	Chloramphénicol
<i>St. aureus</i>	$8,67 \pm 2,31^a$	$15,67 \pm 2,08^a$	24
<i>Listeria</i> sp	$9,00 \pm 2,65^a$	$11,00 \pm 1,00^b$	25
<i>B. subtilis</i>	$11,67 \pm 1,53^a$	$14,00 \pm 2,00^{a,c}$	36
<i>E. faecalis</i> 1	$8,33 \pm 1,53^a$	$9,00 \pm 1,00^b$	32
<i>E. faecalis</i> 2	$12,00 \pm 2,00^{a,b}$	$16,67 \pm 1,53^a$	29
<i>E. coli</i>	$10,67 \pm 1,53^a$	$9,67 \pm 1,15^b$	–
<i>Ps. aeruginosa</i>	$11,00 \pm 1,00^a$	$11,33 \pm 1,15^{b,c}$	–
<i>St. epidermidis</i>	$8,00 \pm 2,31^{a,c}$	$15,50 \pm 1,76^a$	12
<i>C. albicans</i>	$9,00 \pm 1,00^a$	$9,33 \pm 1,53^b$	NT

– : croissance nulle.

NT : non testé

* Dans chaque colonne, les valeurs ayant la même lettre indiquent qu'il n'y a pas de différence significative selon le test de comparaisons multiple de Tukey. ($p \leq 0,05$), (n=moyenne \pm SD)

Il a été signalé que les huiles essentielles (HE) de *S. africana*, dominées par le β -pinène (20-25%) et le 1,8-cinéole (15-18%) (Boudjedjou, 2019), présentent une activité supérieure contre les Gram+ (ZI jusqu'à 20,15 mm) via des mécanismes complémentaires : perturbation membranaire (β -pinène), stress oxydatif (1,8-cinéole) (Moo *et al.*, 2021) et inhibition enzymatique (α -pinène) (da Silva Rivas *et al.*, 2012). La combinaison synergique HE-extraits offre des perspectives thérapeutiques prometteuses : (1) action multicanale sur protéines et lipides membranaires, (2) effet perméabilisant des HE favorisant la pénétration des polyphénols (Khammassi *et al.*, 2024), et (3) réduction du risque de résistance par attaque multi-cibles (Malti *et al.*, 2019).

La détermination des concentrations minimales inhibitrices (CMI) et bactéricides (CMB) a été réalisée par microdilution en milieu liquide à partir d'une concentration initiale de 300 mg/mL. Les résultats (Tableau 5) révèlent des variations significatives d'activité entre les extraits EM et EA. L'EM présente des CMI plus basses (0,586-4,688 mg/mL) que l'EA (0,586-9,375 mg/mL), avec une efficacité particulièrement marquée contre *B. subtilis* et *E. coli* (CMI < 0,586 mg/mL). Les CMB démontrent cependant que des concentrations élevées (18,75-300 mg/mL) sont nécessaires pour obtenir un effet bactéricide, l'EM étant globalement plus efficace que l'EA. Certaines souches comme *S. epidermidis* montrent une sensibilité particulière à l'EA (CMB = 75 mg/mL), tandis que *P. aeruginosa* et *C. albicans* s'avèrent plus résistants (CMB > 300 mg/mL). Ces résultats, bien que révélant une activité principalement bactériostatique à faibles concentrations, confirment le potentiel antimicrobien de *S. africana*. La comparaison avec les données de Khammassi *et al.* (2024) souligne la nécessité d'utiliser des concentrations élevées (jusqu'à 300 mg/mL) pour obtenir un effet bactéricide, suggérant que les applications thérapeutiques pourraient bénéficier d'une purification des fractions actives ou de combinaisons synergiques.

Tableau 5. Concentrations minimales inhibitrices (CMI) et bactéricides (CMB/CMF) des extraits EM et EA de *S. africana* sur les souches microbiennes testées.

Bactéries/levure	CMI (mg/ml)		CMB (mg/ml)	
	EM	EA	EM	EA
<i>St. aureus</i>	2,344	4,688	300	> 300
<i>Listeria</i> sp	< 0,586	9,375	4,6875	150
<i>B. subtilis</i>	1,172	< 0,586	18,75	> 300
<i>E. faecalis</i> 1	2,344	9,375	37,5	75
<i>E. faecalis</i> 2	2,344	4,688	75	75
<i>E. coli</i>	< 0,586	4,688	300	> 300
<i>Ps. aeruginosa</i>	4,688	9,375	18,75	150
<i>St. epidermidis</i>	< 0,586	2,344	75	75
<i>C. albicans</i>	4,688	9,375	300	> 300

4.5. Activité antifongique

L'évaluation de l'activité antifongique des extraits EM et EA de *S. africana* par incorporation en milieu PDA a révélé une efficacité variable selon les souches fongiques testées. À la concentration standardisée de 300 mg/mL, l'EA a démontré une inhibition notable d'*Aspergillus niger* (52,52 %), *Botrytis cinerea* (43,82 %) et *Penicillium expansum* (46,15 %), tandis que l'EM s'est montré plus actif contre *Alternaria alternata* (51,49 %) et *B. cinerea* (50,88 %), suggérant une spécificité d'action liée à la solubilité différentielle des composés actifs. Cependant, *Trichoderma harzianum* s'est révélé résistant (0 % d'inhibition), indiquant une possible adaptation à ces métabolites secondaires (Figure 8).

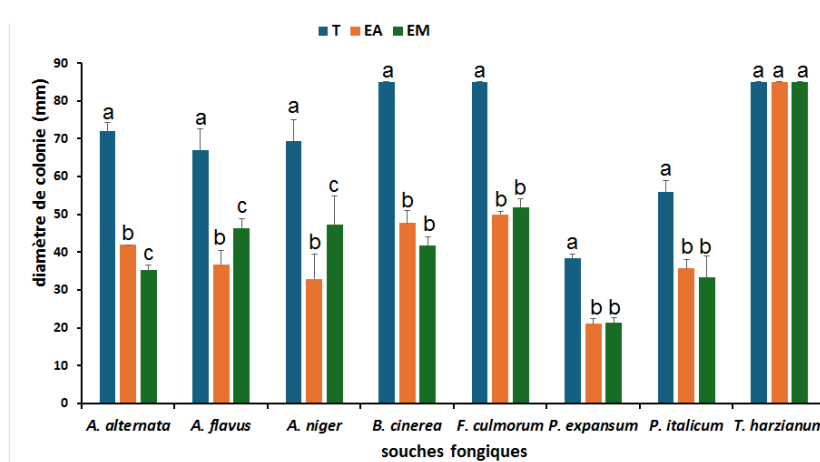


Figure 8. Effet des extraits EA et EM de *S. africana* sur la croissance fongique : diamètre des colonies (mm) au 7^{ème} jour d'incubation à 25 °C (T : témoins). Pour chaque champignon, les barres ayant la même lettre indique qu'il n'y a pas de différence significative selon le test de comparaisons multiple de Tukey. ($p \leq 0.05$), (n=moyenne \pm SD).

Ces résultats corroborent les observations de Khammassi *et al.* (2018) qui ont rapporté une variabilité géographique marquée, avec une inhibition maximale (90,41 %) pour l'EA tunisien à 40 μ L/mL contre *B. cinerea*. L'activité antifongique semble principalement médiée par les polyphénols (comme l'acide caféique) et les flavonoïdes, dont l'efficacité dépend de la densité et de la position des groupements hydroxyle (Alilou *et al.*, 2016). Ces composés agissent via des mécanismes multi-cibles : (1) perturbation de l'intégrité membranaire par interaction avec les phospholipides, (2) inhibition d'enzymes clés via leur liaison aux groupements thiols, et (3) induction de stress oxydatif. La supériorité occasionnelle des extraits aqueux pourrait s'expliquer par une meilleure biodisponibilité des molécules polaires (tanins, acides phénoliques) dans les milieux aqueux fongiques, tandis que l'EM serait plus efficace pour extraire certains flavonoïdes

apolaires. Ces différences soulignent l'intérêt d'optimiser les solvants d'extraction en fonction des cibles fongiques visées.

CONCLUSION

Conclusion

Cette étude confirme le potentiel thérapeutique de *Santolina africana*, une plante médicinale maghrébine. Les analyses révèlent une richesse en polyphénols (jusqu'à 236 µg EAG/mg) et flavonoïdes (63 µg EQ/mg), avec des variations selon le solvant d'extraction. L'extrait méthanolique montre la plus forte concentration en composés phénoliques, tandis que l'extrait aqueux présente une meilleure activité antioxydante.

Sur le plan antimicrobien, les extraits montrent une efficacité différentielle : le méthanolique est plus actif contre *S. aureus* (ZI=15,67 mm) et *E. faecalis*, l'aqueux contre *B. subtilis* et *E. coli*. L'activité antifongique varie également, avec une inhibition notable d'*A. niger* (52,5%) par l'extrait aqueux.

Les mécanismes impliquent la perturbation membranaire, le stress oxydatif et l'inhibition enzymatique. Ces résultats ouvrent des perspectives pour des applications pharmaceutiques et cosmétiques, bien que des études complémentaires soient nécessaires pour isoler les principes actifs et évaluer leur toxicité.

En conclusion, ce travail valorise *S. africana* comme source de bioactifs prometteurs, tout en soulignant l'importance d'une exploitation durable de la biodiversité algérienne. Des recherches ultérieures devront approfondir les essais *in vivo* pour concrétiser son potentiel thérapeutique.

REFERENCES : BIBLIOGRAPHIQUES

Références Bibliographiques

- Alilou, M., Khanjani, Z., & Bayat, A. (2016). Comparing the coping strategies and emotion regulation of students with symptoms of anxiety-related emotional disorders and normal group. *Quarterly Journal of Child Mental Health*, 3(1), 41–51.
- Asbahani, A. E., Miladi, K., Badri, W., Sala, M., Aït Addi, E. H., Casabianca, H., ... & Elaissari, A. (2015). Essential oils: From extraction to encapsulation. *International Journal of Pharmaceutics*, 483(1–2), 220–243.
- Bahorun, T., Gressier, B., Trotin, F., Brunet, C., Dine, T., Luyckx, M., ... & Pinkas, M. (1996). Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. **Arzneimittel-Forschung*, 46*(11), 1086–1089.
- Balouiri, M., Sadiki, M., & Ibnsouda, S. K. (2016). Methods for in vitro evaluating antimicrobial activity: A review. *Journal of pharmaceutical analysis*, 6(2), 71-79.
- Béjaoui, A., Ben Salem, I., Rokbeni, N., M'rabet, Y., Boussaid, M., & Boulila, A. (2017). Bioactive compounds from *Hypericum humifusum* and *Hypericum perforatum*: Inhibition potential of polyphenols with acetylcholinesterase and key enzymes linked to type-2 diabetes. *Pharmaceutical Biology*, 55(1), 906–911.
- Ben Mansour, R., Gargouri, B., Bouaziz, M., Elloumi, N., Belhadj Jilani, I., Ghrabi, Z., & Lassoued, S. (2011). Antioxidant activity of ethanolic extract of inflorescence of *Ormenis africana* in vitro and in cell cultures. *Lipids in Health and Disease*, 10(1), 1–7.
- Boudjedjou, L. (2020). *Étude de la composition chimique et des activités biologiques des huiles essentielles de quelques espèces endémiques* [Thèse de doctorat, Université de Sétif].
- Boudjedjou, L., Ramdani, M., Zeraib, A., Benmeddour, T., & Fercha, A. (2019). Chemical composition and biological activities of Algerian *Santolina africana* essential oil. *Scientific African*, 4, e00090.
- Bouyahya, A., Bakri, Y., Et-Touys, A., Talbaoui, A., Khouchlaa, A., Charfi, S., ... & Dakka, N. (2017). Résistance aux antibiotiques et mécanismes d'action des huiles essentielles contre les bactéries. *Phytothérapie*, 16(S1), 173–183.
- Bruneton, J. (2016). *Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales* (5^e éd.). Lavoisier.
- Cao, S., Liang, J., Chen, M., Xu, C., Wang, X., Qiu, L., ... & Hu, W. (2025). Comparative analysis of extraction technologies for plant extracts and absolutes. *Frontiers in Chemistry*, 13, 1536590.
- Chabrier, J. Y. (2010). *Plantes médicinales et formes d'utilisation en phytothérapie* [Thèse de doctorat, Université Henri Poincaré].
- Clevenger, J. F. (1928). Apparatus for the determination of volatile oil. *Journal of the American Pharmaceutical Association*, 17(4), 346–349.
- Cushnie, T. P. T., & Lamb, A. J. (2005). Antimicrobial activity of flavonoids. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 26(5), 343–356.
- Da Silva Rivas, A. C., Lopes, P. M., De Azevedo Barros, M. M., Costa Machado, D. C., Alviano, C. S., & Alviano, D. S. (2012). Biological activities of α -pinene and β -pinene enantiomers. *Molecules*, 17(6), 6305–6316.
- Delgado, A. M., Issaoui, M., & Chammem, N. (2019). Analysis of main and healthy phenolic compounds in foods. *Journal of AOAC International*, 102(5), 1356–1364.

- Falleh, H., Ksouri, R., Chaieb, K., Karray-Bouraoui, N., Trabelsi, N., Boulaaba, M., & Abdelly, C.** (2008). Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities. *Comptes Rendus Biologies*, 331(5), 372–379.
- Fdil, R., Lmachraa, I., Naima, F. D. I. L., Ezoubeiri, A., & Gadhi, C. A.** (2011). Huile essentielle des parties aériennes de *Santolina africana*. *Bulletin de la Société de Pharmacie de Bordeaux*, 150(1–4), 47–60.
- Gladstar, R.** (2008). *Herbal recipes for vibrant health: 175 teas, tonics, oils, salves, and other herbal remedies*. Storey Publishing.
- Halliwell, B.** (2012). Free radicals and antioxidants: Updating a personal view. *Nutrition Reviews*, 70(5), 257–265.
- Hendel, N., Sarri, D., Sarri, M., Selloum, M., Boussakra, F., & Driche, O.** (2021). Screening for in vitro antioxidant activity and antifungal effect of *Artemisia campestris* L. *International Journal of Agriculture, Environment and Food Sciences*, 5(3), 251–259.
- Khammassi, M., Khedhri, S., Slama, A., Boudkhili, M., Amri, I., Hamrouni, L., & Jamoussi, B.** (2024). Secondary metabolites of *Santolina africana*: Chemical profiles and assessment of biological activities. *International Journal of Secondary Metabolite*, 11(3), 472–485.
- Khammassi, M., Mansour, M. B., Laabidi, A., Amri, I., Boudkhili, M., Hamrouni, L., ... & Jamoussi, B.** (2018). Antifungal activity of essential oils and crude extracts of *Santolina africana*. *Journal of Plant Pathology*, 100(2), 123–130.
- Lmachraa, I., Fdil, R., Fdil, N., & Mouzdahir, A.** (2014). Huile essentielle de *Santolina africana* (Jord. & Fourr.) du Maroc: Composition chimique et isolement des deux principaux constituants. *Journal of Materials and Environmental Science*, 5(1), 67–72.
- Lorigooini, Z., Jamshidi-Kia, F., & Dodman, S.** (2020). Analysis of sesquiterpenes and sesquiterpenoids. In *Recent advances in natural products analysis* (pp. 289–312). Elsevier.
- Mahmoudi, S., Khali, M., & Mahmoudi, N.** (2013). Étude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (*Cynara scolymus* L.). *Nature & Technology*, 9, 35–42.
- Malti, C. E. W.** (2019). *Étude des activités biologiques et de la composition chimique des huiles essentielles de trois plantes aromatiques d'Algérie* [Thèse de doctorat, Université Abou Bekr Belkaid-Tlemcen].
- Mekhelfi, T., Zaoui-Djelloul Daouadji, M., Benhamed, S., Zaiter, L., & Tabai, F.** (2018). Total flavonoids and total phenolic content, antioxidant, antibacterial and corrosion activities of plant extracts of *Santolina africana* Jord. et Four. *Der Pharmacia Lettre*, 10(5), 27–41.
- Meyer-Warnod, B.** (1984). Natural essential oils: Extraction processes and application to some major oils. *Perfumer & Flavorist*, 9(2), 93–104.
- Moo, C. L., Osman, M. A., Yang, S. K., Yap, W. S., Ismail, S., Lim, S. H. E., ... & Lai, K. S.** (2021). Antimicrobial activity and mode of action of 1,8-cineol against carbapenemase-producing *Klebsiella pneumoniae*. *Scientific Reports*, 11(1), 20824.
- Quezel, P., & Santa, S.** (1962). *Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales* (Tome I). CNRS.
- Ríos, J. L., & Recio, M. C.** (2005). Medicinal plants and antimicrobial resistance. *Journal of Ethnopharmacology*, 100(1–2), 80–84.
-

- Sánchez-Moreno, C., Larrauri, J. A., & Saura-Calixto, F.** (1998). A procedure to measure the antiradical efficiency of polyphenols. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 76(2), 270–276.
- Savoia, D.** (2012). Plant-derived antimicrobial compounds: Alternatives to antibiotics. *Future Microbiology*, 7(8), 979–990.
- Su, X., Duan, J., Jiang, Y., Shi, J., & Kakuda, Y.** (2006). Effects of soaking conditions on the antioxidant potentials of oolong tea. *Journal of Food Composition and Analysis*, 19(4), 348–353.
- Toty, A. A., Guessennd, N., Bahi, C., Kra, A. K. M., Tokore, D. A., & Dosso, M.** (2013). Évaluation in-vitro de l'activité antibactérienne de l'extrait aqueux de l'écorce de tronc de *Harungana madagascariensis* sur la croissance de souches multi-résistantes. *Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège*, 82, 33–48.
- Tundis, R., & Loizzo, M. R.** (2018). A review of the traditional uses, phytochemistry and biological activities of the genus *Santolina*. *Planta Medica*, 84(9–10), 627–637.
- World Health Organization.** (2019). *WHO global report on traditional and complementary medicine 2019*.

Sites Internet

- Kew Science.** (2025). *Santolina africana*. Plants of the World Online. <https://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:241909-1>
-

Annexe I

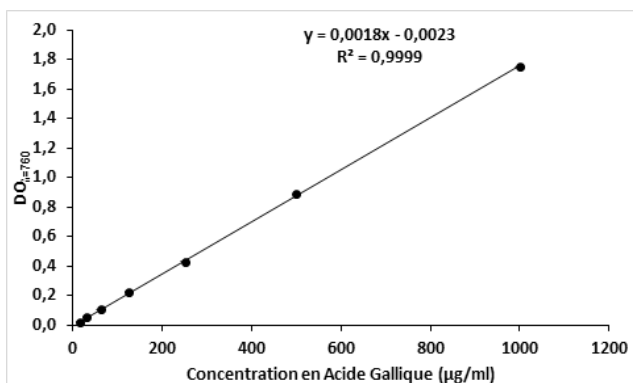


Figure 1. Courbe d'étalonnage d'acide gallique pour le dosage des polyphénols

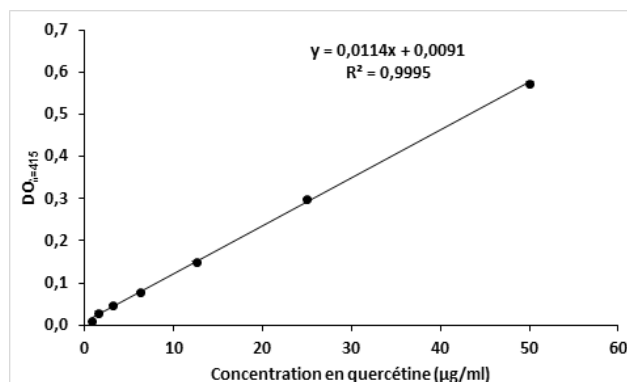


Figure 2. Courbe d'étalonnage de la quercétine pour le dosage des Flavonoides

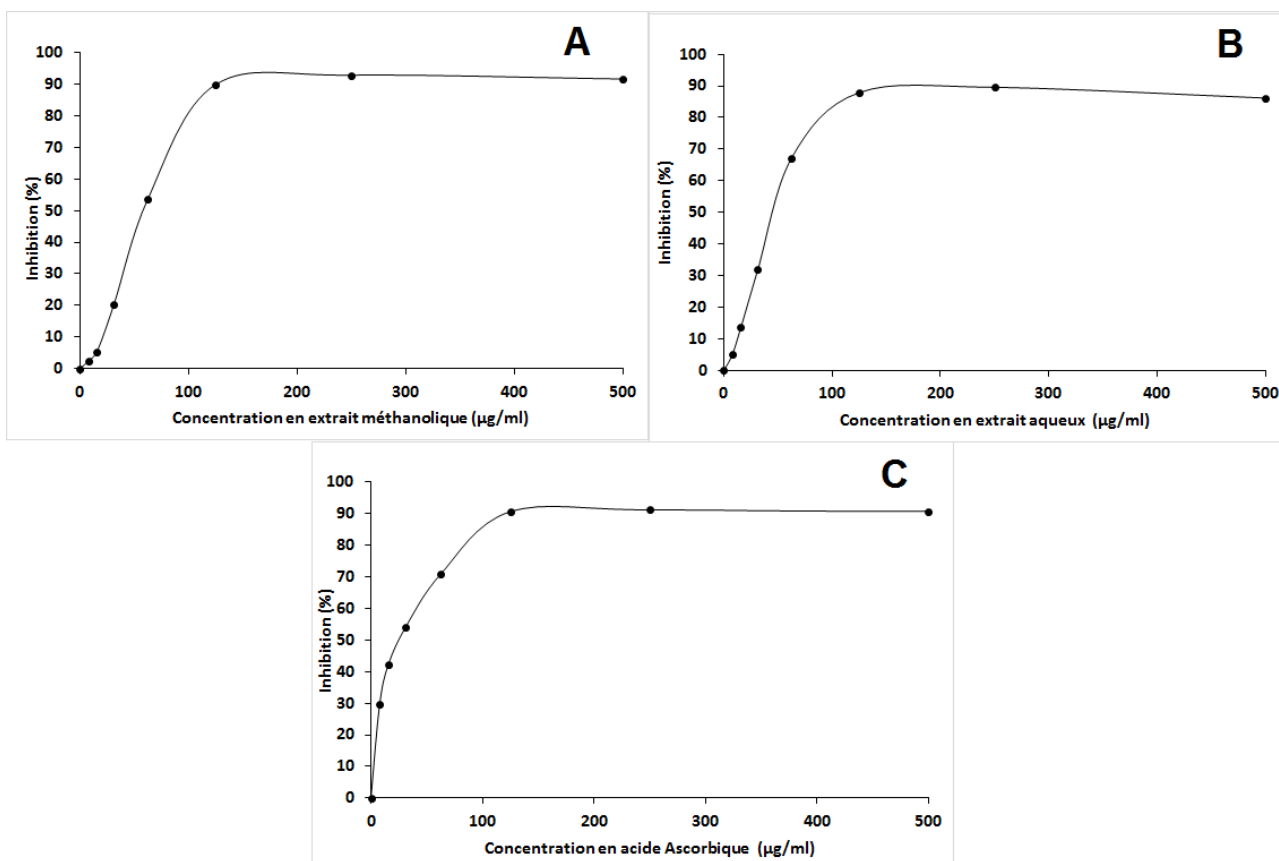


Figure 3. Courbes du pourcentage d'inhibition du DPPH• en fonction des concentrations des extraits étudiés de *S. africana* : A- extrait méthanolique, B- extrait aqueux, C- Acide ascorbique.

Annexe II

Milieux de culture utilisés "composition".**• Bouillon nutritif (BN) (g/l)**

Peptone	10 g
Extrait de viande	5 g
Extrait de levure	2g
Chlorure de sodium	5 g
Eau distillée	1000 mL
pH	7.2

• Gélose nutritive (GN) (g/l)

Peptone	5 g
Extrait de viande	1 g
Extrait de levure	2 g
Chlorure de sodium	5 g
Agar	15 g
Eau distillée	1000 mL
pH	7.4

• Mueller-Hinton Agar (MH agar) (g/l):

Extrait de viande	3,0 g
Caséine hydrolysée (par acide ou enzyme)	17,5 g
Amidon	1,5 g
Agar	16,0 g
Eau distillée	1000 mL
pH	7,3

• Composition du milieu PDA (Potato Dextrose Agar) – en g/L :

Extrait de pomme de terre	4,0 g (ou 200 g de pommes de terre fraîches)
Dextrose (glucose)	20,0 g
Agar	15,0 à 20,0 g
Eau distillée	1 000 mL
pH	5,6

ملخص

في هذه الدراسة، تمت دراسة النبات الطبي *Santolina africana* المستخدم تقليدياً في منطقة المغرب العربي، بهدف تقييم إمكاناته العلاجية من خلال التحليل الكيميائي النباتي والبيولوجي. باستخدام طرق استخلاص معروفة (النقع بالميثانول والغلي بالماء)، تم الحصول على مستخلصات غنية بالبوليفينولات (236.34 ميكروغرام مكافئ من حمض الغاليك/ملغ) والفلافونويدات (63.15 ميكروغرام مكافئ من الكرستين/ملغ). كما تم قياس النشاط المضاد للأوكسدة باستخدام اختبار DPPH (IC₅₀ = 47.33 – 59.11 ميكروغرام/مل). كشفت التقييمات البيولوجية عن نشاط متفاوت مضاد للبكتيريا، حيث أظهر المستخلص الميثانولي تثبيطاً ملحوظاً لـ (*Staphylococcus aureus*)، قطر منطقة التثبيط = 15.67 مم)، بينما أظهر المستخلص المائي فعالية مضادة للفطريات (ضد *Aspergillus niger* بنسبة 52.52%)، مما يشير إلى آليات عمل تكاملية تشمل اضطراب الغشاء الخلوي والإجهاد التأكسدي. هذه النتائج، المدعومة ببيانات CMI واعدة (0.586–9.375 ملغ/مل)، تضع نبتة *Santolina africana* من منطقة المسيلة كمصدر واعد للجزيئات الحيوية لتطوير عوامل مضادة للميكروبات ومضادة للأوكسدة، مع التأكيد على الحاجة لدراسات إضافية لعزل المكونات الفعالة والتحقق من هذه التأثيرات في الجسم الحي.

الكلمات المفتاحية - *Santolina africana*، النشاط المضاد للأوكسدة، النشاط المضاد للبكتيريا، النشاط المضاد للفطريات، البوليفينولات، الفلافونويدات، المستخلص الميثانولي، المستخلص المائي.

Abstract

This study investigates the medicinal plant *Santolina africana*, traditionally used in the Maghreb region, to evaluate its therapeutic potential through phytochemical and biological characterization. Using established extraction methods (methanolic maceration and aqueous decoction), we obtained extracts rich in polyphenols (236.34 µg GAE/mg) and flavonoids (63.15 µg QE/mg). Antioxidant activity was quantified using the DPPH assay (IC₅₀ = 47.33-59.11 µg/mL). Biological assessments revealed differential antibacterial activity, with the methanolic extract showing notable inhibition against *Staphylococcus aureus* (inhibition zone = 15.67 mm), while the aqueous extract demonstrated significant antifungal action against *Aspergillus niger* (52.52% inhibition), suggesting complementary mechanisms involving membrane disruption and oxidative stress. These findings, supported by promising MIC values (0.586-9.375 mg/mL), position *S. Africana* from the M'sila region as a valuable source of bioactive compounds for developing antimicrobial and antioxidant agents. However, further studies are needed to isolate the active principles and validate these effects *in vivo*.

Key words - *Santolina africana*, antioxidant activity, antibacterial activity, antifungal activity, polyphenols, flavonoids, methanolic extract, aqueous extract.

Résumé

Dans cette étude, la plante médicinale *Santolina africana*, traditionnellement utilisée au Maghreb, a fait l'objet d'une caractérisation phytochimique et biologique visant à évaluer son potentiel thérapeutique. Par des méthodes d'extraction connues (macération méthanolique et décoction aqueuse), des extraits riches en polyphénols (236,34 µg EAG/mg) et flavonoïdes (63,15 µg EQ/mg), ont été obtenus. Par ailleurs, l'activité antioxydante a été quantifiée par test DPPH (IC₅₀ = 47,33-59,11 µg/mL). Les évaluations biologiques ont révélé une activité antibactérienne différentielle, avec une inhibition notable de *S. aureus* (ZI = 15,67 mm) par l'extrait méthanolique et une action antifongique significative contre *A. niger* (52,52%) par l'extrait aqueux, suggérant des mécanismes d'action complémentaires impliquant la perturbation membranaire et le stress oxydatif. Ces résultats, confirmés par des données de CMI prometteuses (0,586-9,375 mg/mL), positionnent *S. africana*, de la zone de M'sila, comme source de biomolécules d'intérêt pour le développement d'agents antimicrobiens et antioxydants, tout en soulignant la nécessité d'études complémentaires pour l'isolation des principes actifs et la validation *in vivo* de ces effets.

Mot clé - *Santolina africana*, activité antioxydante, activité antibactérienne, activité antifongique, polyphénols, flavonoïdes, extrait méthanolique, extrait aqueux.