



République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique



Université Amar Thelidji- Laghouat

FACULTE : SCIENCES

DEPARTEMENT : SCIENCES AGRONOMIQUES

MEMOIRE DE MASTER

Présenté par : Bourezg Manel

DOMAINE : SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE (SNV)

FILIERE : SCIENCES AGRONOMIQUES

OPTION : AGROALIMENTAIRE ET CONTROLE DE QUALITE

Thème

**Probiotication de l'infusion de l'armoise blanche:effet sur
quelque bactéries lactiques,probiotiques et la
biodisponibilité de composés bioactifs après digestion**

Jury de soutenance :

Nom et Prénom	Grade	Qualité
Mr.Chaibi Rachid	PR	Président
Mr.Bouazara Houria	MCB	Examinatrice
Mr.Benhassine Mohmed	MAA	Encadrant
Mr.Hamida Lamine	MCB	Co-encadrant

Promotion : 2023 2024

Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant qui m'a donné la force et la patience d'accomplir ce modeste travail.

Mes remerciements les plus cordiaux à ma promoteur Mr **benhassine mohammed** el amine et également témoigner ma gratitude pour sa patience et son soutien qui m'a été précieux afin de mener mon travail

Je tiens à remercier le personnel du laboratoire de biologie de la faculté sciences de la nature et de la vie à l'Université Amar thlidji_laghout de m'avoir accueillis et également pour leurs aides qu'ils m'ont offerte tout au long de mon travail.

mes vifs remerciements vont également aux membres du jury pour l'intérêt qu'ils ont porté à ma recherche en acceptant d'examiner mon travail et l'enrichir par leurs propositions.

Enfin, tous ce qui ont contribué de près et de loin à la réalisation de ce travail trouvent ici l'expression de ma parfaite reconnaissance.

A decorative border of black floral and leaf motifs surrounds the central text area.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail d'études à :

Mes très chers parents

À mon tous à la personne la plus chère à mon cœur à
mon amie de vie à ma partie de cœur et d'âme

Maman Autant de phrases aussi expressives soient-
elles ne sauraient montrer le degré d'amour et
d'affection que j'éprouve pour toi.

A toi **papa** rien au monde ne vaut les efforts fournis
jours et nuits pour mon avenir et mon bien être
Qu'**ALLAH** le tout puissant te préserve, t'accorde
santé

Qu'**ALLAH** vous bénisse, protège et vous donnera la
santé et longue vie.

A mes deux parties de cœur Mes sœurs **Hadjer,**
sarah et **Meriem,zohra** et **aicha** A mon frère **tarek**

A mes amies **bouchra, abir, manel** et **imene** La
source du grand courage tout le moment de travail. A
tous ceux qui m'aiment et tous ceux que j'aime.

Sommaire

Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
Introduction.....	1

I. Synthèse bibliographique

Chapitre I. l'armoise

I.1.Généralités.....	2
I.2.Origine.....	2
I.3.Nomenclature de plant.....	3
I.3.1 Nom scientifique.....	3
I.3.2 Noms vernaculaires.....	3
I.4. Répartition géographique.....	3
I.5. Description botanique.....	5
I.5.1. Partie souterraine.....	6
I.5.2. Partie aérienne.....	6
I.5.3. La tige.....	7
I.5.4. Les feuilles et les rameaux.....	7
I.5.5. Les Fleurs.....	8
I.6. Biologie.....	9
I.7. Classification de l'artemisia herba alba.....	10
I.8. Usage d'Artemisia.....	10
I.9. Compositions chimiques.....	11
I.10. Activité antioxydante.....	11
I.11. Composés polyphénoliques.....	12

I.12. Flavonoïdes de l'armoise herbe blanche.....	12
I.13. Activité anti-inflammatoire.....	13

Chapitre II. Probiotiques

II.1. Définition des probiotiques	14
II.2. Critères de sélection des probiotiques	14
II.2.1. Critères fonctionnels associés à l'hôte	14
II.2.2. Critères sécuritaires	15
II.2.3. Critères Technologiques	16
II.3. Données sur le probiotique ultrabiotique.....	16
II.4. Survie des probiotiques au cours du transit gastro-intestinal	16
II.5. Activité anti-inflammatoire et probiotique	17
II.6. Activité anti-oxydante des probiotiques	17

Chapitre III. Combinaison l'armoise –probiotiques

III.1. Matrices alimentaires aux probiotiques	19
III.2. Effet synergétique de la combinaison	19
III.2.1. Survie des probiotiques	19
III.2.2. Biodisponibilité des composés bioactifs	20

II. Matériel et Méthodes

II.1. Matériel

II.1.1. Matériel biologique	21
II.1.2. Produits chimiques et réactifs.....	21
II.1. 3. Appareillage	21

II.2. Méthodes

II.2.1. Préparations de l'infusion de l'armoise analyse phytochimique, activités antioxydants et antiinflammatoire.....	23
---	----

II.2.1.1. Préparations de l'infusion de l'armoise.....	23
II.2.1.2. Analyses phytochimiques de l'infusion	23
II.2.1.2.1. Teneur en polyphénols totaux	23
II.2.1.2.2. Teneur en flavonoïdes.....	24
II.2.1.3. Activité antioxydante	24
II.2.1.3.1. Capacité antioxydante totale (TAC)	24
II.2.1.3.2. Détermination de l'activité de piégeage des radicaux DPPH	25
II.2.1.3.3. Réduction du fer	26
II.2.1.4. Activité Anti-inflammatoire in-vitro	27
II.2.2. Evaluation de quelques aptitudes probiotiques des souches in vitro	28
II.2.2.1. Résistance aux pH gastrique	28
II.2.2.2. Résistance aux sels biliaires	28
II.2.2.3. Hydrophobicité des surfaces cellulaires	29
II.2.2.4. Auto-agrégation et Co-agrégation	29
II.2.2.5. Capacité d'adhésion aux cellules épithéliales	30
II.2.3. Activité antioxydante des souches in vitro	30
II.2.3.1. Résistance à la toxicité du peroxyde d'hydrogène (H ₂ O ₂ Scavenging Activity)	30
II.2.3.2. Piégeage des radicaux libres 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH)	31
II.2.4. Survie dans des solutions simulées à celles du tube digestif	31
II.2.4.1. Préparation des solutions mères des liquides simulés de la digestion	31
II.2.4.2. Protocole expérimental de la digestion bucco-gastro-intestinale in vitro	32
II.2.5. Effet de la digestion sur la biodisponibilité des polyphénols, des flavonoïdes, l'activité antioxydant et anti-inflammatoire de l'infusion	33
II.2.6. Effet de la digestion sur la survie, la viabilité et l'activité antioxydante des souches in vitro.....	33

II.2.6.1 Evaluation de la survie et la viabilité de l'ultrabiotique	33
II.2.6.2. Evaluation de l'activité antioxydante et anti-inflammatoire	34
II.2.7. Effet de la digestion sur la survie, l'activité antioxydante et anti-inflammatoire des <i>L. plantarum</i> en présence de l'infusion in vitro.....	34
II.2.8. Analyse statistique	34

III. Résultats et Discussion

III.1. Qualité et activités biologiques de l'infusion de l'armoise.....	35
III.1.1. Composition phytochimique	35
III.1.1.1. Teneur en polyphénols totaux	35
III.1.1.2. Teneur en flavonoïdes	35
III.1.2. Activité antioxydant de l'armoise.....	35
III.1.2.1. Capacité antioxydant totale (TAC)	35
III.1.2.2. Activité de piégeage de radical libre 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH)	35
III.1.2.3. Pouvoir réducteur du fer (FRAP : Ferric Reducing Antioxydant Power)	36
III.1.3. Activité anti-inflammatoire de l'infusion	36
III.2. Evaluation de quelques aptitudes probiotiques de la souche l'ultrabiotique in vitro....	37
III.2.1. Résistance aux pH gastrique	37
III.2.2. Résistance aux sels biliaires	37
III.2.3. Hydrophobicité des surfaces cellulaires	38
III.2.4. Auto-agrégation et Co-agrégation	39
III.2.5. Capacité d'adhésion aux cellules épithéliales	40
III.3. Détermination in vitro de l'activité antioxydante d'ultrabiotique	41
III.3.1. Piégeage des radicaux libres 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH)	41
III.4. Effet de la digestion buco-gastro- intestinale sur l'infusion de l'armoise.....	41
III.4.1. Effet sur la teneur en polyphénols et en flavonoïdes	41

III.4.2. Effet sur l'activité antioxydant de l'infusion	43
III.4.3. Effet sur l'activité anti-inflammatoire	44
III.5. Effet de la digestion buco-gastro- intestinale sur l'ultrabiotique	45
III.5.1. Effet de la digestion sur la survie et la viabilité d'ultrabiotique	45
III.5.2. Effet de la digestion sur l'activité antioxydante de souche	45
III.6. Effet de la digestion sur la biodisponibilité, des polyphénols et flavonoïdes, l'activité antioxydante et anti-inflammatoire de la combinaison « armois-souche »	46
III.6.1.Effet de la digestion sur la biodisponibilité des polyphénols et flavonoïdes.....	46
III.6.2. Effet de la digestion sur l'activité antioxydante	47
III.6.3. Effet de la digestion sur l'activité anti-inflammatoire	48
III.7. Effet de la digestion sur l'activité de piégeage de H ₂ O ₂ de l'association « armois-souche »	49

Conclusion

Référence bibliographique

Liste des abréviations

DPPH : 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl

EAA : Equivalent Acide Ascorbique

EAG : Equivalent d'Acide Galique

EPS : Exopolysaccharides

FRAP : Ferric ion Reducing Antioxidant Power

mM : millimolaire

rpm : rotation par minute

Trolox : 6-hydroxy-2,5,7,8-tetramethylchroman-2-carboxylic acid

Liste des figures

Figure 1: *Aremisia herba-alba* (Armoise blanche).

Figure 2 : Distribution géographique d'*Artemisia herba-alba* dans le bassin méditerranéen

Figure 3 : Distribution géographique d'*Artemisia herba-alba* en Algérie

Figure 4 : Dessin de détail d'après POTTER, 1981 d'A. *Herba alba*.

Figure 5 : Photographie de tige de l'espèce *A. herba alba*

Figure 6 : photographie des feuilles et rameaux de l'espèce d'A. *Herba alba*

Figure 7 : photographie de la fleurs de l'espèce d'A. *Herba alba*

Figure 8 : Approches utilisées pour la caractérisation des souches probiotiques (de Melo Pereira et al., 2020)

Figure 9 : Mécanismes de l'activité antioxydante des probiotiques (Feng et al., 2020)

Figure 10 : L'armoise blanche

Figure 11 : L'infusion de l'armoise

Figure 12 : Les tubes d'essai de la teneur totale en polyphénols

Figure 13 : Les tubes d'analyse d'infusion antioxydante totale

Figure 14 : DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl) de couleur violette foncée

Figure 15 : Réduction du fer (FRAP)

Figure 16 : dosage de Réduction du fer (FRAP)

Figure 17 : tubes de sang

Figure 18 : Modèle de digestion in vitro (Valerio et al., 2020).

Figure 19. Taux de survie d'ultrabiotique aux différents pH

Figure 20. Survie d'ultrabiotique en présence de 0.3% de sels biliaires

Figure 21. Hydrophobicité (%) de la souche d'ultrabiotique

Figure 22. Pourcentage d'auto-agrégation de la souche d'ultrabiotique.

Figure 23. Co-agrégation (%) d'ultrabiotique avec trois souches tests.

Figure 24. Photomicrographie de l'adhésion d'ultrabiotique aux cellules épithéliales du poulet (Gx100).

Figure 25. Effet de la digestion sur la teneur en polyphénols et en flavonoïdes

Figure 26. Effet de la digestion sur l'activité antioxydant totale (TAC)

Figure 27. Effet de la digestion sur le pourcentage d'inhibition du radical DPPH

Figure 28. Effet de la digestion sur le pouvoir réducteur de fer

Figure 29. Effet de la digestion sur l'activité anti-inflammatoire

Figure 30. Effet de la digestion sur le pourcentage d'inhibition du radical DPPH

Figure 31. Effet de la digestion sur la teneur en polyphénols et en flavonoïdes

Figure 32. Effet de la digestion sur le pourcentage de DPPH

Figure 33. Effet de la digestion sur le pouvoir réducteur de fer

Figure 34. Effet de la digestion sur l'activité antioxydante totale

Figure 35. Effet de la digestion sur l'activité anti-inflammatoire de la combinaison

Figure 36. Effet de la digestion sur l'activité de piégeage de H₂O₂ de la combinaison

Liste des tableaux

Tableau 1: Les noms vernaculaires de la plante armoise blanche selon les pays et les régions

Tableau 02 : classification de l'armoise blanche

Tableau 3 : Composition des solutions simulées à la digestion (Valerio et al., 2020).

Introduction

Les plantes médicinales regroupent toutes les plantes dont l'un de leurs organes contient une ou plusieurs substances chimiques, destinées à produire des activités pharmacologiques. Elles représentent la forme la plus ancienne et la plus répandue de médication (Halberstein, 2005).

Les plantes du genre *Artemisia* (Asteraceae) sont utilisées comme plantes médicinales depuis les périodes antiques (Proksch, 2005 ; Messai, 2011). Elles appartiennent à la famille des Astéracées. Les espèces d'*Artemisia* sont largement utilisées en médecine traditionnelle. Plus de 300 espèces de ce genre se présentent principalement dans les zones arides et semi arides d'Europe, d'Amérique, d'Afrique du Nord ainsi qu'en Asie (Nikolova et al., 2010).

L'espèce *Artemisia herba alba* est largement utilisée pour traiter les troubles digestives, les ulcères, les brûlures, la diarrhée, ...etc. Elle constitue l'objet de plusieurs études qui déterminent leurs propriétés biologiques, ainsi que leurs compositions chimiques (De Pascual et al., 1984 ; Rauter et al., 1989 ; Joao et al., 1998 ; Akrouit et al., 2001, Memmi et al., 2007 ; Sefi et al., 2010 ; Akrouit et al., 2011). Un bon probiotique doit être capable de tolérer les conditions hostiles du tractus digestif, adhérer aux cellules de l'épithélium intestinal, ainsi que produire des substances antimicrobiennes. De plus, il faudrait persister dans le tractus gastro intestinal suffisamment longtemps pour présenter un effet bénéfique (Ma et al., 2018).

Par ailleurs, l'incorporation de probiotiques dans les matrices végétales peut être une nouvelle option pour protéger et améliorer leur survie, leur activité biologique et leur potentiel de santé pendant la digestion gastro-intestinale (Rysavka et al., 2019 ; Fiocco et al., 2020). De même, ce type de formulation permettra d'avoir une bonne biodisponibilité des composés bioactifs de la matrice végétale (Lippolis et al., 2023).

Dans ce travail, nous nous sommes proposés d'évaluer l'effet de la combinaison de l'infusion de l'armoise avec probiotique ultrabiotique sur la survie des souches et la biodisponibilité des composés bioactifs ainsi que leurs activités antioxydante et anti-inflammatoire après le passage à travers les trois étages digestifs.

Pour développer cet aspect nous avons subdivisé notre travail en deux parties, une partie bibliographique qui renferme une synthèse sur l'armoise, les probiotiques et les matrices végétales comme source de protection et de véhicule des probiotiques. Une partie expérimentale regroupant les méthodes utilisées pour la réalisation des différentes parties et les résultats obtenus ainsi que leur discussion. Enfin, une conclusion générale, récapitulera les principaux axes de cette étude avec les perspectives envisagées, afin de poursuivre et d'améliorer cette thématique de recherche

Chapitre I. L'armoise

I.1. Généralités

Le genre *Artemisia* appartient à la famille des Astéracées: c'est l'un des genres le plus répandu et le plus étudié de cette famille; il contient un nombre variable d'espèces allant jusqu'à 400 espèces (**Mucciarelli and Maffei., 2002**).

Il a été rapporté que le genre *Artemisia* est riche en métabolites secondaires tels que les flavonoïdes, les acides cafféoylquinic, les coumarines, les huiles essentielles, les stérols et les acétylènes (**Kundan et Anupam., 2010**).

Les espèces qui appartiennent au genre *Artemisia* possèdent des propriétés thérapeutiques, elles sont non seulement utilisées dans la médecine traditionnelle, mais aussi dans l'industrie alimentaire et pharmaceutique (**Mirjalili et al. 2007**).

I.2 .Origine:

L'Artémisia est le nom de guerre des armoises, il provient de celui de la déesse grecque de la chasse Artémis, la diane des romains, patronne des vierges à cause des bienfaits de cette herbe. Herba alba signifie herbe blanche. Plusieurs noms sont attribués à l'armoise blanche tels le thym des steppes, absinthe du désert. En Afrique du nord et en moyen orient, on l'appelle communément Shih"ou "Chih".



Figure 1: Aremisia herba-alba (Armoise blanche).

I.3. Nomenclature de plant :

I.3.1 Nom scientifique :

Artemisia herba-alba Asso, Artemisia inculca Del., Seriphidium herba-alba (Asso) Soják

I.3.2 Noms vernaculaires :

Tableau 1: Les noms vernaculaires de la plante armoise blanche selon les pays et les régions

Arabe	(chih) الشيح Ou الخرساني الشيح
Français	Armoise blanche
Anglais	Wormwood
Allemagne	Wermut
Italie	assenzio romano

I.4. Répartition géographique:

Les recherches sur la première apparition d'Artemisia, basées sur des études stratigraphiques de fossiles de pollen et des données paléo-magnétiques suggèrent que le genre est originaire des zones arides à semi-aride du Plateau Tibétain (en Chine) de l'Asie centrale à la fin de l'Eocène (Miao et al. **2011**) ou le Mi-Tertiaire (Wang, **2004**). Les espèces d'Artemisia sont caractérisées par une plasticité écologique remarquable, elles sont distribuées dans différents environnements (depuis les zones arides et semi-arides et les steppes de l'hémisphère nord jusqu'aux zones humides) et sur des altitudes variables, allant du niveau de la mer jusqu'à 4000 m (Vallès et McArthur, 2001). Certaines espèces sont cosmopolites, d'autres sont endémiques avec une aire de distribution assez restreinte (Vallès et al. **2011**).

L'Asie centrale constitue le foyer principal de la diversification et de la spéciation d'Artemisia, avec des centres secondaires, situés dans l'Irano-Touranienne, dans la Méditerranée et dans l'Ouest de l'Amérique du Nord (Vallès et McArthur, **2001**; Pellicer et al. **2010**; Garcia et al. 2011; Vallès et al. **2011**).

Artemisia herba-alba est une espèce caractéristique des zones arides du bassin méditerranéen (Salido et al. 2004) (Figure 2). Au nord de la Méditerranée elle est relativement abondante dans la Péninsule Ibérique, principalement dans le Centre, l'Est et le Sud-est de l'Espagne (Vallès,

1987). En Afrique du Nord, *Artemisia herba-alba* occupe des immenses étendues dans les zones arides et semi-arides des pays du Maghreb (Algérie, Maroc et Tunisie) et s'étend à l'Est vers la Lybie et l'Égypte (Quézel et Santa, 1963; Ouyahya, 1987; Le Houerou, 1995; Ferchichi, 1997).

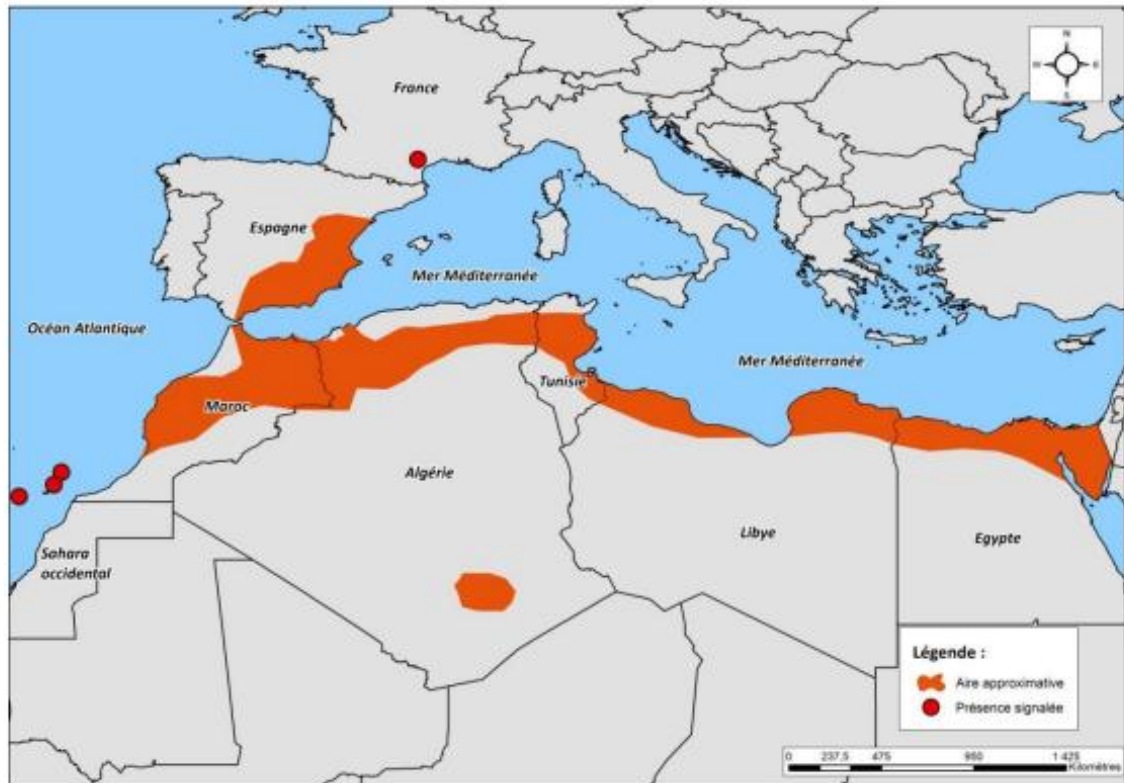


Figure 2 : Distribution géographique d'*Artemisia herba-alba* dans le bassin méditerranéen

En Algérie, *Artemisia herba-alba* est distribuée dans les zones steppiques sur une bande longue de 1200 km, allant de la frontière Tunisienne jusqu'à la frontière Marocaine et constituée des hautes plaines steppiques de l'Ouest et du Centre, de la cuvette du Hodna et des hauts plateaux Constantinois (Figure 3). Ses limites vers le Nord s'étendent jusqu'à la bordure Sud de l'Atlas tellien Orano-Algérois et le secteur de tell Constantinois, au Sud jusqu'à la région steppique présaharienne (piémonts Sud de l'atlas saharien et plateau saharien Sud). Elle est présente aussi dans le Hoggar à l'extrême Sud Algérien sur des altitudes allant jusqu'à 2000 m.

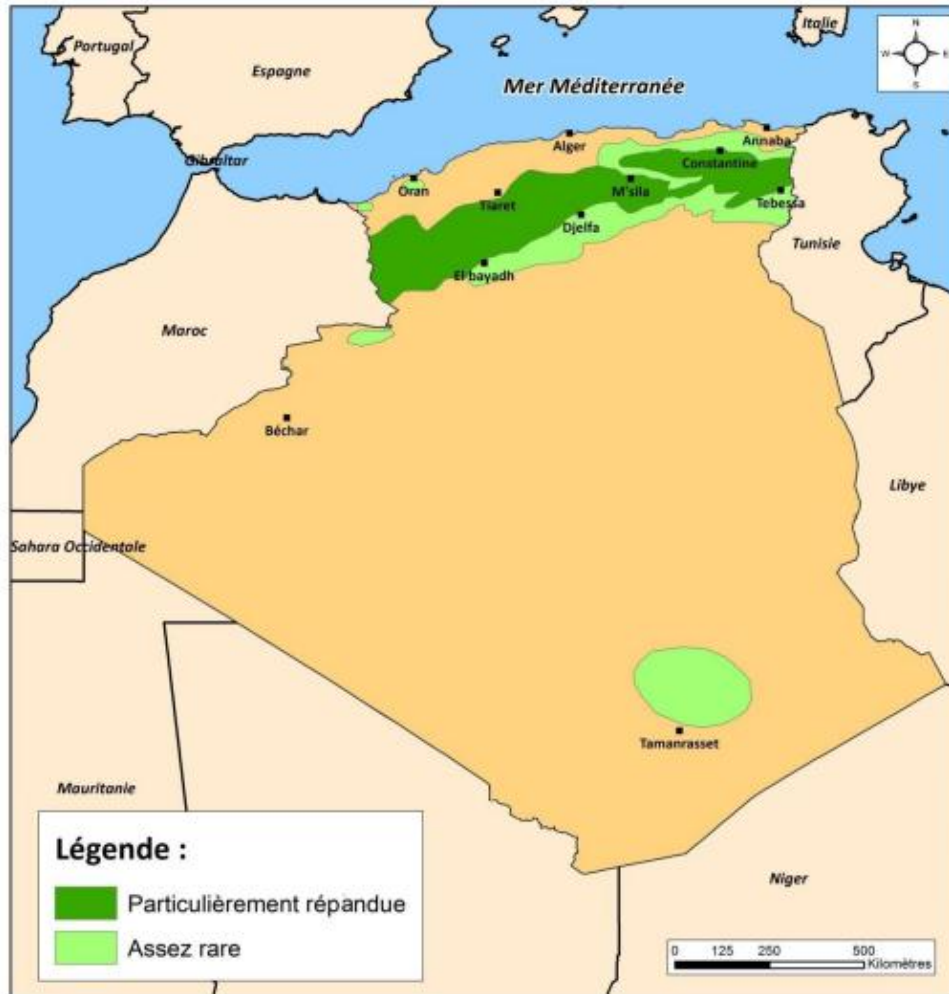


Figure 3 : Distribution géographique d'*Artemisia herba-alba* en Algérie

I.5. Description botanique :

Artemisia Herba alba est une plante herbacée à tiges ligneuses et ramifiées, de 30 à 50 cm, très feuillées avec une souche épaisse. Les feuilles sont petites, blanches et laineuses avec un aspect argenté. Les fleurs sont groupées en grappes, à capitules très petites et ovoïdes de 1,5 à 3 mm de diamètre (Bezzal, 2010) (Figure 4).

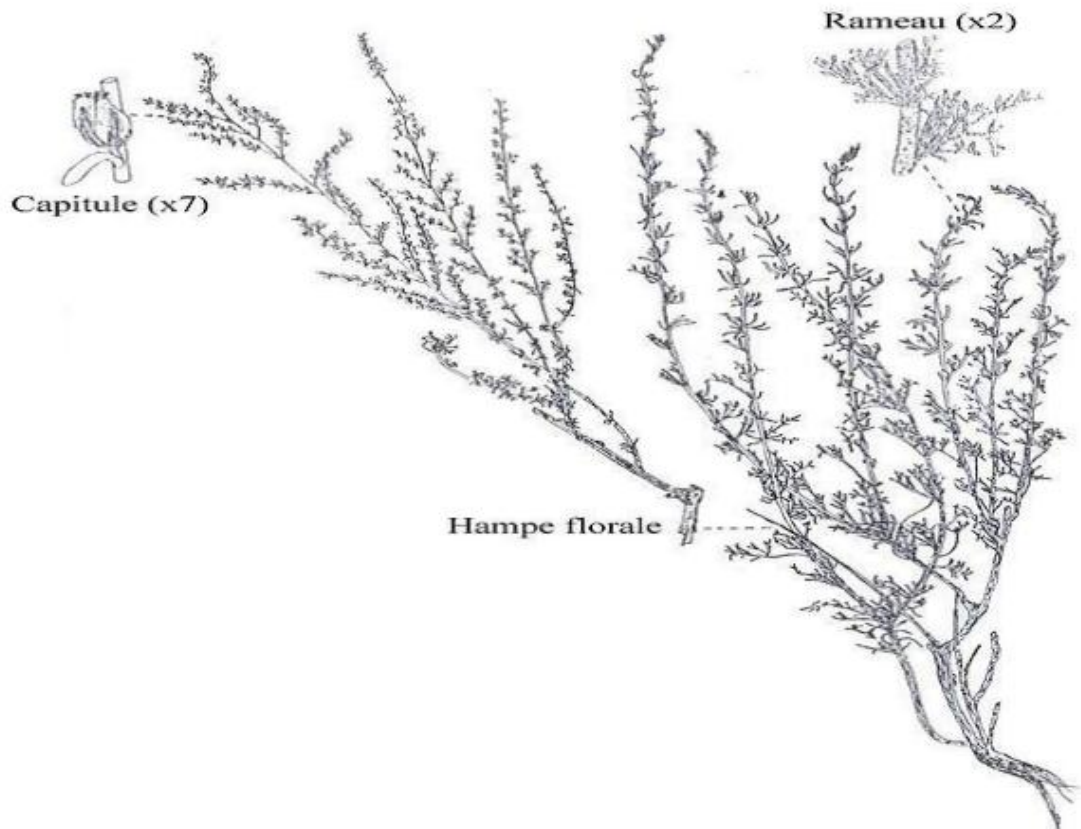


Figure 4 : Dessin de détail d'après POTTER, 1981 d'A. Herba alba.

I.5.1. Partie souterraine

L'armoise blanche présente une racine principale, épaisse et ligneuse, bien distincte des racines secondaires, qui s'enfoncent dans le sol comme un pivot. Le système racinaire a une extension peu profonde avec un grand nombre de ramifications latérales particulièrement

Abondantes entre 2 à 5 cm de profondeur mettant en relation cette forme de racine avec l'existence d'un court calcaire superficiel. Quand l'armoise se développe dans une région plus humide, ses racines pénètrent profondément jusqu'à 40 à 50 cm et ne se ramifient qu'à cette profondeur (Pourrat, **1974**). La biomasse racinaire diminue très vite avec la profondeur et très peu de racines sont retrouvées à partir de 50 cm (Aidoud, **1983**).

I.5.2. Partie aérienne

Elle est représentée par la partie ligneuse, la tige, les feuilles et les fleurs

I.5.3. La tige

L'armoise présente une tige principale très épaisse, rougeâtre, qui se ramifie et se prolonge par de nombreuses tiges de plus en plus fines. Chaque tige se distingue par une taille allant de 30 à 50 cm (Bendahou, 1991) (Figure 5).



Figure 5 : Photographie de tige de l'espèce *A. herba alba*

I.5.4. Les feuilles et les rameaux

Les feuilles sont courtes, blanches laineuses, et argentées. Elles sont très petites et entières, ce qui réduit considérablement la surface transpirante et permet ainsi à la plante de résister à la sécheresse (Pourrat, 1974) (Figure 6).



Figure 6 : photographie des feuilles et rameaux de l'espèce d'A. Herba alba

I.5.5. Les Fleurs

La floraison s'effectue en automne à partir du mois de septembre. La fleur est formée d'inflorescences en capitules. Ces derniers sont très petits, étroits (5 à 12 mm) ovoïdes à involucre scarieux de contenant que 3 à 8 fleurs. Tous hermaphrodites. Ces capitules pauciflores, en général homogames sont insérés directement sur l'axe et sans aucun support (Ozenda, 1985) (Figure 7).



Figure 7 : photographie de la fleurs de l'espèce d'A. Herba alba

L'armoise herbe blanche est une plante ligneuse basse et toujours verte. Ses caractéristiques morphologiques et physiologiques font d'elle une espèce bien adaptée aux conditions

climatiques arides. Le dimorphisme saisonnier de son feuillage lui permet de réduire la surface transpirante et d'éviter ainsi les pertes d'eau (Ourcival, 1992). Grâce à son système racinaire très dense à la surface, l'armoise herbe blanche est capable de valoriser toute humidité superficielle occasionnée par des petites pluies (Le Floc _h , 1989). Cette espèce est également capable d'exploiter l'humidité du sol jusqu'à 50 cm de profondeur (Floret et Pontannier, 1982) et peut profiter des fractures de la croûte, pour atteindre profondeur proche d'humidité, notamment dans les sols à encroûtement calcaire.

Il est rapporté que chez les plantes âgées d'*A. herba-alba*, la tige principale se divise en « branches » physiologiquement indépendantes les unes des autres et susceptibles de mourir sans entraîner la mort de la plante entière (Evenari et al. 1980).

Il est rapporté que chez les plantes âgées d'*A. herba-alba*, la tige principale se divise en « branches » physiologiquement indépendantes les unes des autres et susceptibles de mourir sans entraîner la mort de la plante entière (Evenari et al. 1980).

I.6. Biologie

L'armoise herbe blanche est une plante ligneuse basse et toujours verte. Ses caractéristiques morphologiques et physiologiques font d'elle une espèce bien adaptée aux conditions climatiques arides.

Le dimorphisme saisonnier de son feuillage lui permet de réduire la surface transpirante et d'éviter ainsi les pertes d'eau. (Ourcival J M, 1992).

Grâce à son système racinaire très dense à la surface, l'armoise herbe blanche est capable de valoriser toute humidité superficielle occasionnée par des petites pluies. (Le Floc'h E, 1989).

Cette espèce est également capable d'exploiter l'humidité du sol jusqu'à 50 cm de profondeur (Floret CH, et Pontannier R, 1982) et peut profiter des fractures de la croûte, pour atteindre les poches d'humidité, notamment dans les sols à encroûtement calcaire.

EVENARI et coll. (1976), ont rapporté que chez les plantes âgées d'*Artemisia herba-alba*, la tige principale se divise en « branches » physiologiquement indépendantes les unes des autres et susceptibles de mourir sans entraîner la mort de la plante entière. (Evenari M et al., 1980)

La floraison de cette espèce débute le plus souvent en juin mais les fleurs se développent essentiellement à la fin de l'été.

Lors des années pluvieuses et dans les sols qui lui conviennent, l'armoise herbe blanche présente une forte production de graines et un pouvoir de régénération élevé. (Nabli M A, 1989).

I.7. Classification de l'artémisia herba alba

Le genre Artémisia appartient à la famille des composés, il comprend environ 400 espèces regroupées en quatre sections : Abrotanum, Absinthium, Seriphidium et dracunculus. La classification de l'artémisia herba alba la plus utilisée dans la systématique du genre Artémisia est celle donnée par Quenzel et Santa et que nous pouvons résumer comme suit dans le tableau suivant:

Tableau 02 : classification de l'armoise blanche

Règne	Végétal
EMBRANCHEMENT	Phanérogames
SOUS EMBRANCHEMENT	Angiospermes
CLASSE	Dicotylédones gamopétales
SOUS CLASSE	Gamopétal épiqueyne isosternes
ORDRE	Asterales
FAMILLE	Synanthérées ou composées
SOUS FAMILLE	Tubuliflores
TRIBU	Anthemidées
GENRE	Artémisia
ESPECE	Artémisia herba alba

I.8. Usage d'Artemisia :

La plante est connue pour être antipaludique, anti-inflammatoire, antitumorale, antidiabétique et allélopathique. Les plantes du genre Artemisia (Asteraceae) sont utilisées en médecine traditionnelle par de nombreuses cultures depuis l'Antiquité. Les tisanes de ces espèces ont été

utilisées comme agents analgésiques, antibactériens, antiplasmodiaux et hémostatiques, anthelminthiques, antidiarrhéiques et diurétiques, tandis que plusieurs extraits et huiles essentielles ont présenté un certain nombre d'activités biologiques telles que antimicrobiennes. De plus, certaines espèces du genre sont fréquemment utilisées pour le traitement de certaines maladies telles que l'hépatite, le cancer et les infections par des champignons, des bactéries et des virus. Historiquement, l'armoise a été un genre productif dans la recherche de nouveaux composés biologiquement actifs. Des investigations phytochimiques ont montré que ce genre est riche en sesquiterpènes, monoterpènes, flavonoïdes et coumarines.

I.9. Compositions chimiques

L'armoise herbe blanche constitue un fourrage particulièrement intéressant. En effet, la plante présente un taux de cellulose beaucoup moins élevé que ne laisse préjuger son aspect (17 à 33 %). La matière sèche (MS) apporte entre 6 et 11 % de matière protéique brute dont 72 % est constituée d'acides aminés.

Le taux de β -carotène varie entre 1,3 et 7 mg/kg selon les saisons. La valeur énergétique de l'armoise herbe blanche, très faible en hiver (0,2 à 0,4 UF/kg MS), augmente rapidement au printemps (0,92 UF/kg MS) pour diminuer de nouveau en été (0,6 UF/kg MS). En automne, les pluies de septembre provoquent une nouvelle période de croissance et la valeur énergétique augmente de nouveau (0,8 UF/kg MS). Les plantes de la famille des Astéracées, à laquelle appartient l'armoise herbe blanche, ont fait l'objet de plusieurs études photochimiques par intérêt économique surtout pour leurs huiles essentielles.

La partie aérienne d'*A. Herba alba* possède des activités antioxydants significatives. En effet cette partie de la plante est riche en composés doués d'activité antioxydants tels que: les flavonoïdes, les poly phénols et les tanins, ces différents constituants exercent ses actions antioxydants en inhibant la production de l'anion su peroxyde, l'hydroxyle, comme ils inhibent la peroxydation lipidique au niveau des microsomes (Bruneton, 1999).

I.10. Activité antioxydante

De nombreuses plantes médicinales contiennent de grandes quantités de composés antioxydants, qui pourraient être isolés et ensuite utilisés comme antioxydant pour la prévention et le traitement des troubles liés aux radicaux libres. Dans une étude de Djéridane et al. (2006), l'objet était l'évaluation par une méthode chimique de la capacité antioxydante des composés phénoliques issus de certaines plantes médicinales algériennes, y compris *A. herba-alba*. Ces

plantes médicinales ont montré une plus forte activité antioxydante et une teneur importante en composés phénoliques. Il a été noté dans cette étude que ces plantes algériennes sont de puissants piègeurs de radicaux et peuvent être considérées comme de bonnes sources d'antioxydants naturels à usage médical et commercial (**Djeridane et al. 2006**). Un bœuf haché, cru et cuit ont été traités avec un extrait aqueux d'A. herba-alba, de romarin, de fenouil et de crue à des niveaux de 5 mm de 10% (poids de matière végétale par rapport à l'eau) extrait pour 100 g de viande. Les pâtés ont été conservés au réfrigérateur (4°C) pendant 16 jours et des échantillons ont été prélevés à 4 jours d'intervalle. Les résultats ont montré que la viande cuite était plus susceptible à la détérioration oxydative que la viande crue. En outre, A. herba-alba avait un peu rôle moins efficace que les autres herbes. Dans une autre étude, 21 échantillons de plantes ont été prélevés dans différents sites jordaniens et utilisés pour l'évaluation des antioxydants. Le niveau de l'activité antioxydante, déterminé par les tests DPPH et ABTS montre qu'Artemisia herba-alba avait une activité antioxydante modérée par rapport aux autres plantes (**Al-Mustafa et Al-Thunibat, 2008**).

I.11. Composés polyphénoliques

La plante est riche en composés polyphénoliques, qui sont les meilleurs antioxydants, flavonoïdes et tanins. Le terme flavonoïde désigne une très large gamme des composés naturels appartenant à la famille des polyphénols. Ils sont considérés comme des pigments quasi lents universels des végétaux, souvent responsables de la coloration des fleurs, des fruits et parfois des feuilles. Les principaux flavonoïdes isolés à partir de l'armoise herbe blanche sont : la hispiduline, la cirsimaritrine. Des flavonesglycosidiques comme la 3- rutinoside, quercétine et isovitexine sont aussi mis en évidence (**Moufid et Eddouks, 2012**).L'acide chlorogéniqueest isolé à partir d'Artemisia herba-alba, au cours d'une enquête réalisée sur 49 espèces de plantes médicinales marocaines (Mouhajir et al, 2001).Dans une autre enquête sur les principes actifs antiulcérogènes d'A. herba-alba, huit polyphénols et composants connexes ont été isolés (**Kim T-H et al, 2004**).

I.12. Flavonoïdes de l'armoise herbe blanche

Ce sont des composés phénoliques qui contribuent à la pigmentation de la plante. Très ubiquitaires, certains d'entre eux jouent le rôle de phytoalexines, métabolites synthétisés par la plante pour lutter contre divers parasitoses.

Les flavonoïdes sont rencontrés à l'état libre (soluble) ou liés à un sucre (glycosides) dans le liquide vacuolaire.

La coloration des dérivés dépend des différentes substitutions de l'atome d'hydrogène sur divers cycles, de la formation de complexes avec les ions métalliques (Fe^{3+} , Al^{3+}) et du pH

Les principaux flavonoïdes isolée à partir de l'Armoise herbe blanche sont l'hispiduline, la cirsimaritrine.

Des flavones glycosides comme la 3-rutinoside-quercétine et l'isovitexine ont été mis en évidence chez des chémotypes du Sinaï. (Saleh N et al. 1985).

I.13. Activité anti-inflammatoire :

L'inflammation est une réponse physiologique provoquée par des inducteurs exogènes tels que des agents infectieux, des allergènes, ainsi que par des déclencheurs endogènes libérés par des tissus/cellules stressés ou endommagés (Sousa et al. 2020). La réponse inflammatoire est un processus impliquant des interactions complexes entre les molécules inflammatoires qui incitent les tissus à répondre (Thangavelu et al. 2021).

. Préparation des infusions

L'étude des plantes médicinales commence par les procédures de pré-extraction et d'extraction, qui constituent une étape importante dans le traitement des constituants bioactifs des matières végétales (Azwanida et al., 2019). Les infusions fraîches sont préparées en faisant macérer la plante pendant une courte période avec de l'eau froide ou bouillante. Ce sont des solutions diluées des constituants facilement solubles des plantes (Handa et al., 2008).

Chapitre II. Probiotiques

II.1. Définition des probiotiques

Le mot « probiotique » vient du grec et signifie « pour la vie ». Selon l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) et l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO), les probiotiques sont définis comme des « microorganismes vivants qui lorsqu'ils sont ingérés à une concentration appropriée, exercent divers effets bénéfiques sur l'hôte » (Markowiak et al., 2017 ; Roobab et al., 2019).

Ces dernières années, de nouvelles définitions ont été ajoutées à la terminologie des probiotiques, telles que « paraprobiotiques » (cellules mortes/inactivées de probiotiques) et « postbiotiques » (métabolites sains de probiotiques) (Zendeboudi et al., 2020).

II.2. Critères de sélection des probiotiques

Un bon probiotique doit être non pathogène et non toxique et répondre aux principaux critères de sélection de tout microorganisme probiotique potentiel, y compris la résistance à l'acidité gastrique et aux sels biliaires, l'adhérence au mucus et/ou aux cellules épithéliales intestinales et la production des substances antimicrobiennes (Shokryazdan et al., 2017). La FAO/OMS a publié « les lignes directrices pour l'évaluation des probiotiques dans les aliments » qui ont établi des normes y compris l'évaluation de la sécurité et de la fonctionnalité, ainsi la fonction technologique (Figure 4) (Ma et al., 2018 ; de Melo Pereira et al., 2020)

II.2.1. Critères fonctionnels associés à l'hôte :

La capacité de tolérance au stress est un paramètre de sélection, ainsi au moment de l'administration, le probiotique doit être résistant aux enzymes présentes dans la cavité buccale (l'amylase et le lysozyme). Après ingestion, les cellules probiotiques sont confrontées à des facteurs antimicrobiens dans l'estomac (pH bas, suc gastrique et pepsine) et dans les intestins (pancréatine et sels biliaires). Par ailleurs, l'adhésion aux cellules épithéliales est liée à la fois à la capacité d'auto-agrégation et aux propriétés hydrophobes de la surface cellulaire pour une meilleure interaction entre les microbes et les cellules épithéliales humaines. Une fois adhérents à l'intestin, les probiotiques produisent des composants antimicrobiens qui peuvent tuer les bactéries pathogènes ou par d'autres mécanismes d'antagonisme probiotique comprenant, la compétition pour les nutriments, la coaggrégation avec des agents pathogènes et la stimulation du système immunitaire (de Melo Pereira et al., 2020).

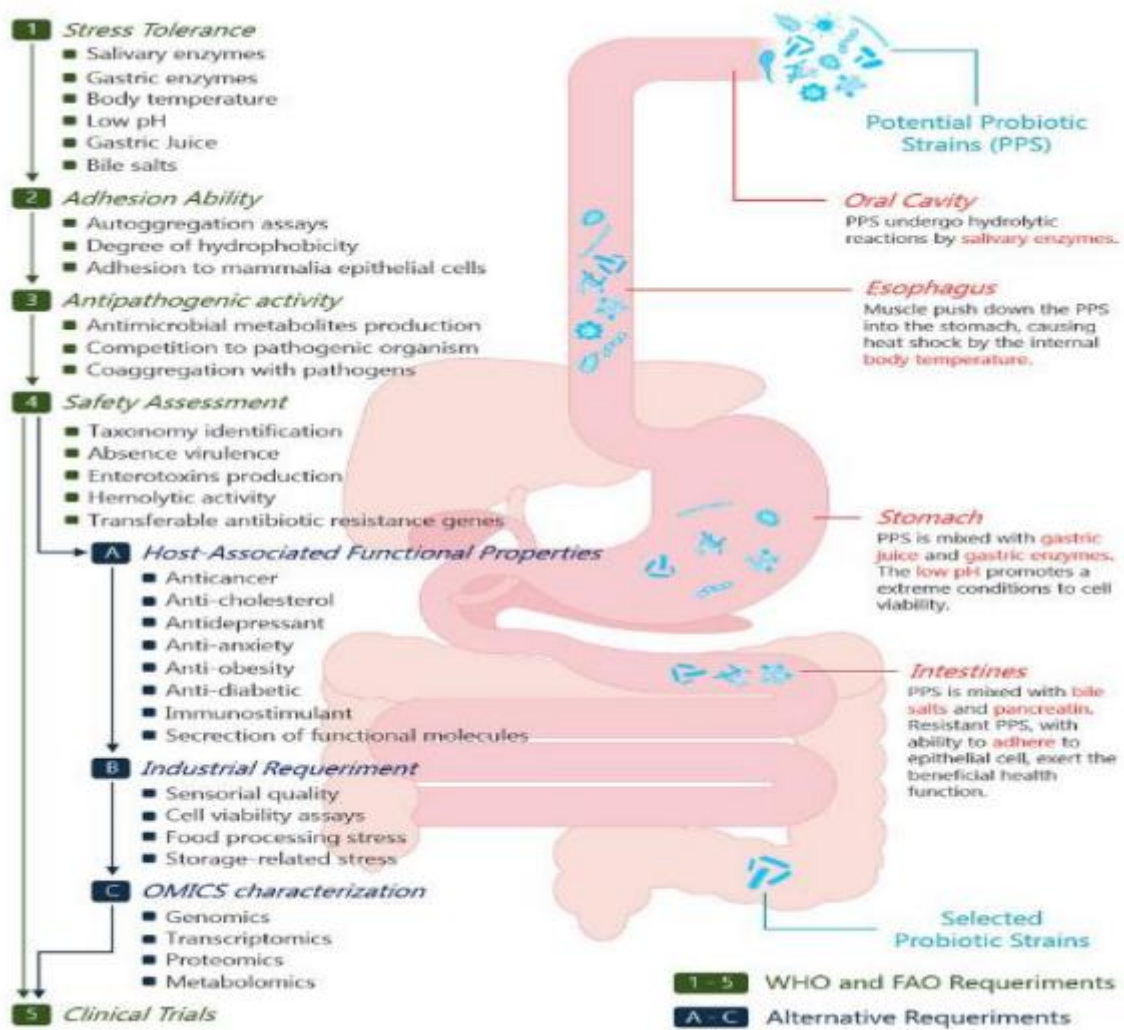


Figure 8 : Approches utilisées pour la caractérisation des souches probiotiques (de Melo Pereira et al., 2020)

II.2.2. Critères sécuritaires :

Le risque d'infection lors de l'introduction de probiotiques vivants dans l'alimentation doit être évalué. La communauté : Européenne, des États Unis et du Canada ont été consacrées à l'établissement de critères pour l'évaluation de l'innocuité des probiotiques à usage humain, y compris l'isolement, l'identification taxonomique et l'absence de virulence, de toxicité et de gènes de résistance aux antibiotiques transférables. La plupart des probiotiques disponibles sur le marché aujourd'hui sont d'origine humaine et ce afin d'augmenter la compatibilité et la survie des probiotiques avec le tractus gastro intestinal. Pour la plupart des études, la production d'entérotoxines et/ou l'activité hémolytique étaient les seuls tests utilisés pour l'évaluation de l'innocuité des bactéries probiotiques (de Melo Pereira et al., 2020).

II.2.3. Critères Technologiques :

Les souches probiotiques doivent répondre aux exigences liées à la technologie de leur production, ce qui signifie qu'elles doivent pouvoir survivre et conserver leurs propriétés tout au long des processus de stockage et de distribution (Markowiak et al., 2017).

II.3. Données sur le probiotique ultrabiotique

Les principaux microorganismes probiotiques appartiennent au groupe des bactéries à Gram positifs, tels que *Lactobacillus*, *Bifidobacterium*, *Leuconostoc*, *Pediococcus*, *Enterococcus*, *Streptococcus* et *Bacillus*. La majorité d'entre elles sont des bactéries lactiques. Quelques Gram négatifs, comme *Escherichia coli* Nissle, et les levures du genre *Saccharomyces* sont également considérés comme probiotiques (Fiocco et al., 2020).

Ultrabiotique Immune Defense System est un complexe de 4 souches : *Lactobacillus acidophilus*, *Bifidobacterium lactis*, *Lactobacillus plantarum*, *Bifidobacterium breve*, qui contient 4 milliards de micro-organismes vivants à la fabrication. Ce complexe est enrichi en vitamine D3 et zinc pour contribuer au bon fonctionnement du système immunitaire.

Ultrabiotique est un complexe de probiotiques qui contribue à rééquilibrer la flore intestinale et à renforcer les défenses naturelles de l'organisme. Les probiotiques sont des micro-organismes vivants aux propriétés bénéfiques sur la santé. Certains d'entre eux aident à restaurer la flore intestinale, première barrière de défenses naturelles de l'organisme et lui permettent d'assurer ses multiples fonctions sur la digestion et l'absorption des nutriments et sur les mécanismes de défenses naturelles. A la fabrication, chaque gélule d'Ultrabiotique contient 4 milliards de bactéries lactiques actives, ce qui correspond à une prise quotidienne de 8 milliards de probiotiques. De plus, les probiotiques d'Ultrabiotique ont été sélectionnés pour leur résistance à l'acidité gastrique, aux sels biliaires et pour leur fort pouvoir d'adhésion aux cellules intestinales.

II.4. Survie des probiotiques au cours du transit gastro-intestinal

La viabilité des probiotiques est essentielle pour obtenir les bienfaits pour la santé associés à leur consommation (Fiocco et al., 2020).

Lors de l'ingestion, la survie des probiotiques est mise à l'épreuve par les conditions environnementales difficiles et uniques trouvées dans le tractus gastro intestinal de l'hôte. En effet, un bon probiotique doit être capable de tolérer l'acide gastrique, à l'activité perturbatrice

des enzymes digestives et à la bile. Une fois le probiotiques atteint l'intestin distal, il trouvera un autre facteur nuisible qui est la microflore indigène de compétition, donc; il doit adhérer à l'épithélium intestinal, ainsi que produire des substances antimicrobiennes. De plus, il faudrait persister dans le tractus gastro intestinal suffisamment longtemps pour présenter un effet bénéfique (Ma et al., 2018 ; Fiocco et al., 2020).

Une fois arrivé au niveau intestinal, le principal avantage des probiotiques est l'effet sur le développement du microbiote de manière à assurer un bon équilibre entre les agents pathogènes et les bactéries nécessaires au fonctionnement normal de l'organisme (Markowiak et al., 2017). Les véritables cellules probiotiques sécrètent certaines substances telles que les bactériocines, H₂O₂ et les acides organiques (acide butyrique, lactique et acétique) qui agissent comme des agents antimicrobiens. L'activité antimicrobienne des probiotiques affecte également les agents pathogènes en abaissant le pH, en agglutinant les agents pathogènes, en piégeant et en métabolisant les substances toxiques ou en ajustant la mobilité de l'intestin et la production de mucus dans l'intestin (Zendeboudi et al., 2020).

II.5. Activité anti-inflammatoire et probiotique

Des études faites sur des animaux et des humains ont montré que les probiotiques peuvent avoir un effet crucial sur la modulation des mécanismes immunitaires et inflammatoires. Les probiotiques améliorent la différenciation des lymphocytes T en différentes voies favorisant ou supprimant la réponse inflammatoire. De plus, les probiotiques en interaction avec les cellules dendritiques et les macrophages peuvent offrir la production des niveaux inférieurs de TNF α , réduisant l'état inflammatoire dans les maladies inflammatoires intestinales (Cristofori et al., 2021 ; Vincenzi et al., 2021).

II.6. Activité anti-oxydante des probiotiques

Ces dernières années, la recherche d'antioxydants plus sûrs et naturels à partir de ressources biologiques pour remplacer les antioxydants synthétiques, a fait l'objet d'une grande attention pour protéger le corps humain contre les radicaux libres et ralentir la progression de nombreuses maladies chroniques (Mishra et al., 2015 ; Wang et al., 2017).

Lorsque le corps est dans un état de stress oxydatif, les probiotiques ont de fortes propriétés antioxydants. La plupart ont des systèmes pour piéger les radicaux libres (DPPH, O₂⁻) qui sont des systèmes enzymatiques et non enzymatiques (Feng et al., 2020).

Le système enzymatique antioxydant est basé sur la capacité des souches à piéger les radicaux libres en produisant des enzymes antioxydantes qui dismutent les radicaux libres en O₂ et H₂O₂. En plus de la production d'enzymes antioxydantes, les probiotiques possèdent un mécanisme non enzymatique reposant sur la chélation des ions métalliques (Fe²⁺ et Cu²⁺) (Feng et al., 2020). Ainsi la consommation d'antioxydant tels que les polyphénols et la production des pigments organiques appelés caroténoïdes qui sont capables de bloquer les réactions d'oxydation des radicaux libres (Averina et al., 2021).

Les principaux mécanismes employés par les bactéries probiotiques pour réduire le stress oxydatif dans leurs propres cellules ainsi que chez les hôtes comprennent (Figure 6) (Feng et al., 2020 ; Averina et al., 2021; Sanchez et al., 2021) :

Chélation des métaux

Synthèse des enzymes et des composés aux propriétés antioxydant

Piégeage des ROS

Activation de la transcription des enzymes qui neutralisent les radicaux libres

Modulation de la composition spécifique du microbiote intestinal

Impact sur la perméabilité de la barrière intestinale

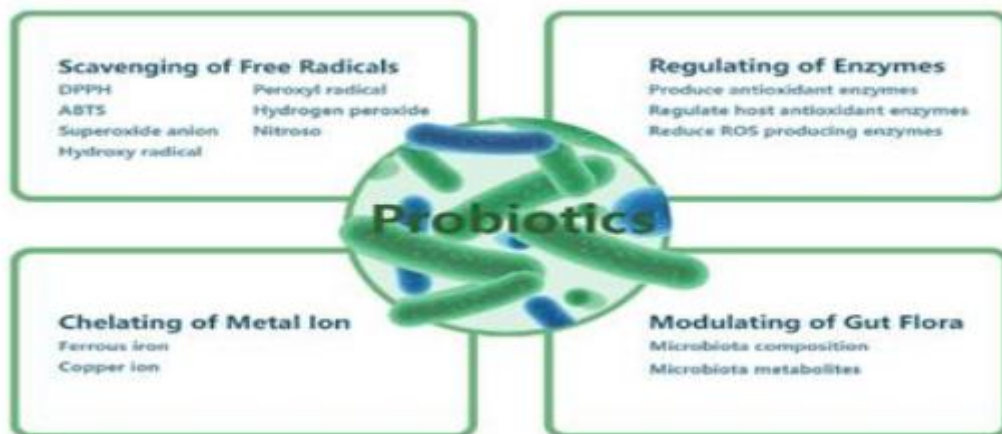


Figure 9: Mécanismes de l'activité antioxydante des probiotiques (Feng et al., 2020)

Chapitre III. Combinaison l'armoise –probiotiques

III.1. Matrices alimentaires aux probiotiques

Si l'association entre les produits à base de lait et les bactéries probiotiques dominent toujours le marché actuel des produits probiotiques, il existe une demande croissante pour de nouveaux aliments probiotiques non laitiers, notamment des produits aux composés bioactifs contenant les probiotiques. A ce titre, les entreprises agroalimentaires et pharmaceutiques ont lancé de nouveaux produits contenant des extraits de plantes et des probiotiques (**Latifova et al., 2022**). Où une consommation régulière de ces produits offre des avantages supplémentaires pour la santé en diminuant le risque des maladies chroniques (de **Cruz Rodrigues et al., 2019** ; De **Bellis et al., 2021** ; **Pimentel et al., 2021** ; **Leyva-Porras et al., 2023**).

À ce jour, des études visant l'usage des microorganismes probiotiques associés aux matrices végétales, car les surfaces des matrices végétales représentent une niche appropriée pour héberger les cellules microbiennes, où elles sont protégées du stress au cours du processus de digestion (De **Bellis et al., 2021** ; **Sampaio et al., 2021**).

L'efficacité d'une combinaison probiotique-plante porteuse dépend de la composition de la matrice alimentaire, il convient de privilégier les matrices contenant des molécules aux propriétés bénéfiques pour la santé comme les composés phénoliques qui sont capables de moduler positivement le microbiote intestinal (De **Bellis et al., 2021**).

III.2. Effet synergétique de la combinaison

Ce jour, les études indiquent que les propriétés intrinsèques de diverses matrices végétales peuvent être exploitées avec succès et améliorées en développant une association efficace avec les probiotiques. Dans ce cas, l'activité bénéfique et l'efficacité du probiotique pourraient être également améliorées et modulées par les composants du support à base de plantes obtenant un produit fonctionnel final dans lequel les propriétés bénéfiques pour la santé de la matrice agissent de manière synergique et celles de la souche probiotique (De **Bellis et al., 2021**).

III.2.1. Survie des probiotiques :

La survie des cultures probiotiques dépend des étapes de transformation, de la matrice alimentaire, de la souche probiotique et de la forme d'incorporation dans la matrice. Plusieurs approches sont entreprises pour améliorer et maintenir les cellules microbiennes viables, Comme le développement de combinaisons symbiotiques entre des aliments d'origine végétale et des probiotiques. A ce titre, il existe des preuves pour confirmer cette relation bénéfique qui ont montré l'effet prébiotique des acides phénoliques, des flavonoïdes dans la stimulation de la

croissance des bactéries probiotiques. Les résultats d'une étude effectuée sur l'effet des différents extraits aqueux de plantes médicinales et aromatiques sur la viabilité de probiotique, ont montré que les bactéries probiotiques maintenaient et même amélioraient leur viabilité en présence des extraits des différentes plantes (**Akan et al., 2020 ; Sampaio et al., 2021 ; Pimentel et al., 2021**).

III.2.2. Biodisponibilité des composés bioactifs : Les propriétés médicinales des plantes aromatiques sont attribuées à la présence de composés bioactifs, notamment les composés phénoliques (**Dogan et al., 2020**).

Les polyphénols des aliments ont plusieurs effets potentiellement bénéfiques sur la santé humaine. Il convient de noter que ces effets sont étroitement liés à leur biodisponibilité et leur bioaccessibilité. La biodisponibilité est profondément influencée par la grande diversité des structures chimiques des polyphénols et les biotransformations favorisées par le microbiote intestinal (**Lippolis et al., 2023**).

II. Matériel et Méthodes

La totalité de notre travail s'est effectuée au niveau du laboratoire de biologie de la faculté sciences de la nature et de la vie à l'Université Amar thlidji_laghout durant la période mars-mai 2024.

II.1. Matériel

II.1.1. Matériel biologique : Pour la réalisation des différentes parties de notre étude, j'ai utilisé ce qui suit :

Souches bactériennes : Ultrabiotique Immune Defense System est un complexe de 4 souches : *Lactobacillus acidophilus*, *Bifidobacterium lactis*, *Lactobacillus plantarum*, *Bifidobacterium breve*, je l'ai acheté à la pharmacie

Matrice végétale : J'ai utilisé la plante médicinale qui est l'armoise et elle a été cueillie dans la région de Laghouat

Cellules épithéliales : Les cellules épithéliales du poulet ont été préparées au niveau du laboratoire et elles ont servi pour le test de l'adhésion in-vitro

Enzymes : Les enzymes suivantes ont été utilisées, il s'agit de la pepsine (2000U/ml), α -amylase (75U/ml) et la pancréatine (100U/ml).

II.1.2. Produits chimiques et réactifs : Pour la réalisation des différents tests, j'ai utilisé ce qui suit :

Sels : Chlorure d'aluminium (AlCl_3), Chlorure de calcium CaCl_2 (0.5M et 0.3M), Chlorure de potassium KCl (0.5M), Chlorure de sodium NaCl (2M), Bicarbonate d'ammonium $\text{NH}_4(\text{CO}_3)_2$ (0.5M), Carbonate de sodium Na_2CO_3 (7.5%), Sulfate ferreux FeSO_4 , Chlorure de magnésium $\text{MgCl}_2(\text{H}_2\text{O})_6$ (0.15M), Phosphate de potassium monobasique KH_2PO_4 (0.5M).

Tampons : Tampon phosphate, Tampon phosphate salin PBS.

Acides et Bases: Acide trichloro-acétique (TCA), Acide ascorbique, acide gallique, HCl (6M), NaOH (1M).

Réactifs et autres : Folin-Ciocalteu (10%), DPPH, Peroxyde d'hydrogène, Sels biliaires.

Sucre : dextrose

II.1. 3. Appareillage : Notre étude a nécessité ce qui suit :

Agitateur magnétique chauffant

Autoclave, Four pasteur, Etuve

Balance électronique, Balance analytique, Balance de précision

Centrifugeuse Sigma

Spectrophotomètre UV-VIS UV-1900i

Vortex, pH-mètre

Réfrigérateur, Microscope optique

Evaporateur rotatif

Chauffe-ballon

II.2. Méthodes

II.2.1. Préparation de l'infusion de l'armoise, analyse phytochimique, activités antioxydants et antiinflammatoire

II.2.1.1. Préparations de l'infusion de l'armoise :

Pour la préparation de l'infusion, la plante médicinale qui est l'armoise a été cueillie dans la région de Laghouat. Afin de simuler la préparation domestique d'infusion de l'armoise et une fois que l'eau distillée (200 mL) a atteint 100 °C (avec quelques modifications de moi), 1g de l'armoise a été immédiatement immergé dans le liquide pendant 10 min sans chauffage. L'infusion de l'armoise a été conservé à température ambiante pour refroidissement jusqu'à la réalisation du test (Jilani et al. 2015).



Figure 11 : L'infusion de l'armoise



Figure 10 : L'armoise blanche

II.2.1.2. Analyses phytochimiques de l'infusion : Il s'agit de la détermination de la composition en deux composés bioactifs, les polyphénols totaux et flavonoïdes totaux.

II.2.1.2.1. Teneur en polyphénols totaux : On a mesuré la quantité totale de polyphénols dans l'armoise en utilisant la méthode Folin Ciocalteu. On a mélangé 1 ml de l'infusion de l'armoise diluée dix fois avec 1 ml de Folin Ciocalteu à 10 %, on a incubé pendant 5 minutes, puis on a ajouté 1 ml de carbonate de sodium (Na_2CO_3 à 7%). Tout a été mis en incubation à température ambiante dans l'obscurité pendant une heure. On a mesuré l'absorbance des échantillons à 765

nm en utilisant un spectrophotomètre. En utilisant la courbe d'acide gallique, on a calculé la concentration en polyphénols en utilisant μg d'équivalent acide gallique (EAG) par mL d'infusion de l'armoise (**Wang et al. 2022**).

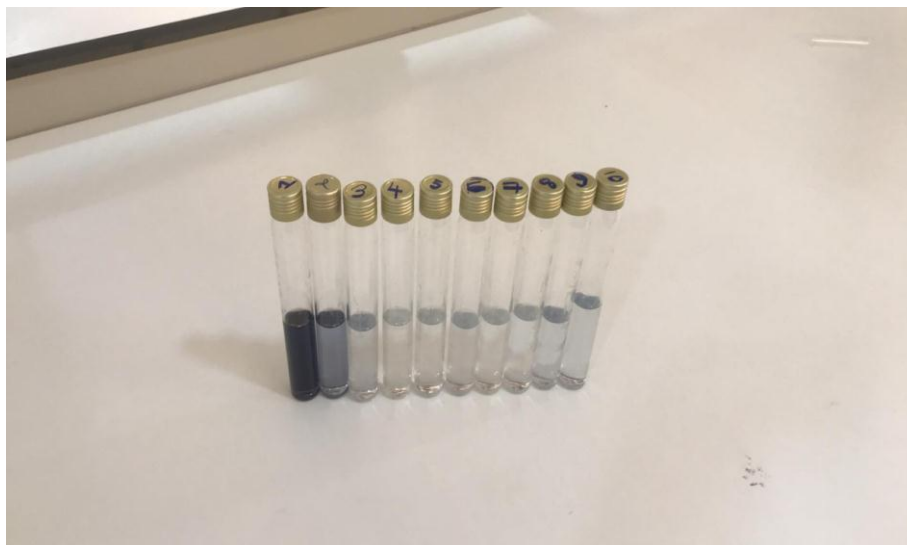


Figure 12 : Les tubes d'essai de la teneur totale en polyphénols

II.2.1.2.2. Teneur en flavonoïdes : La teneur en flavonoïdes de l'infusion a été déterminée selon la méthode décrite par **Benhamada et al. (2020)**. On a mélangé 1 ml de l'infusion avec 1 ml de chlorure d'aluminium à 2% et on a incubé tout cela pendant 30 minutes dans l'obscurité et à température ambiante. Après ce temps d'incubation, on a mesuré l'absorbance à une longueur d'onde de 430nm. La quantité a été calculée en utilisant la courbe d'étalonnage avec de la quercétine.

II.2.1.3. Activité antioxydante

II.2.1.3.1. Capacité antioxydante totale (TAC) : Un volume de 0.3 ml de l'infusion a été mélangé avec 3 ml d'une solution du réactif composé de l'acide sulfurique 0.6 M, phosphate de sodium 28mM et molybdate d'ammonium 4 Mm. Les tubes ont été vissés et incubés à 95°C pendant 90 min. Après refroidissement, l'absorbance des solutions a été mesurée à 695 nm, l'acide ascorbique a été utilisé comme standard (**Houas et al. 2022**).

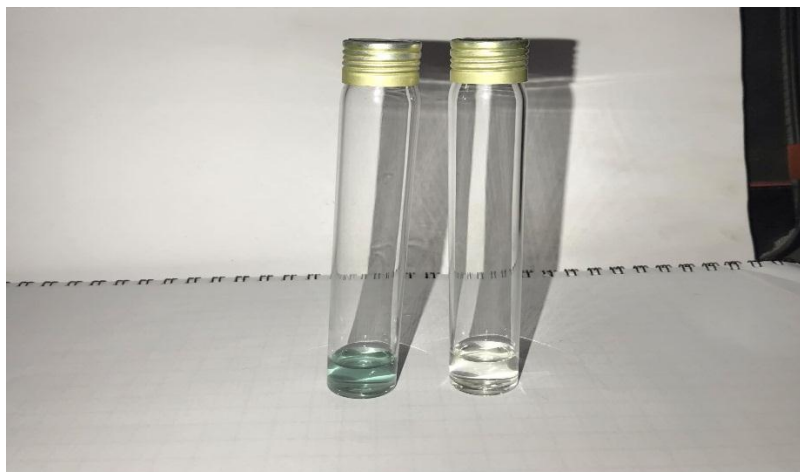


Figure 13 : Les tubes d'analyse d'infusion antioxydante totale

II.2.1.3.2. Détermination de l'activité de piégeage des radicaux DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl) : L'activité de piégeage des radicaux DPPH a été déterminée selon la méthode décrite par Tong et al. (2014) et Latifova et al. (2022) 1ml de l'infusion a été ajouté à 1 ml d'une solution méthanolique fraîchement préparée du 2,2-diphényl-2-picryle hydrate de hydrazyl (DPPH). Le mélange a été vortexé pendant 30 s et incubé à l'obscurité pendant 30 min. La valeur d'absorbance a été mesurée à 517 nm et la capacité d'inhibition a été obtenue en utilisant la formule suivante :

$$I\% = \frac{[(DO \text{ contrôle} - DO \text{ blanc échantillon}) / DO \text{ contrôle}] \times 100}{}$$

Avec :

Contrôle : DPPH +méthanol

Blanc de l'échantillon : infusion + méthanol



Figure 14 : DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) de couleur violette foncée

II.2.1.3.3. Réduction du fer (FRAP): Le pouvoir réducteur du fer (Fe^{3+}) dans l'infusion a été déterminé selon la méthode décrite par Bougandoura et al. (2013). 1ml de l'infusion diluée dix fois) avec quelques modifications de moi)a été mélangé avec 2.5ml du tampon phosphate 0.2 M (pH 6.6) et 2.5ml d'une solution de ferricyanure de potassium $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$ à 1%. L'ensemble a été incubé au bain-Marie à 50°C pendant 30 min. Ensuite, 2.5ml d'acide trichloroacétique à 10% a été ajouté pour stopper la réaction, puis les tubes ont été centrifugés à 3000 rpm pendant 10min. Un aliquote (2.5ml) de surnageant est combinée avec 2.5ml d'eau distillée et 0.5ml d'une solution aqueuse de FeCl_3 à 0.1%. La lecture de l'absorbance du milieu réactionnel s'est faite à 700nm. L'acide ascorbique est utilisé comme standard et l'absorbance a été mesuré dans les mêmes conditions que l'échantillon.

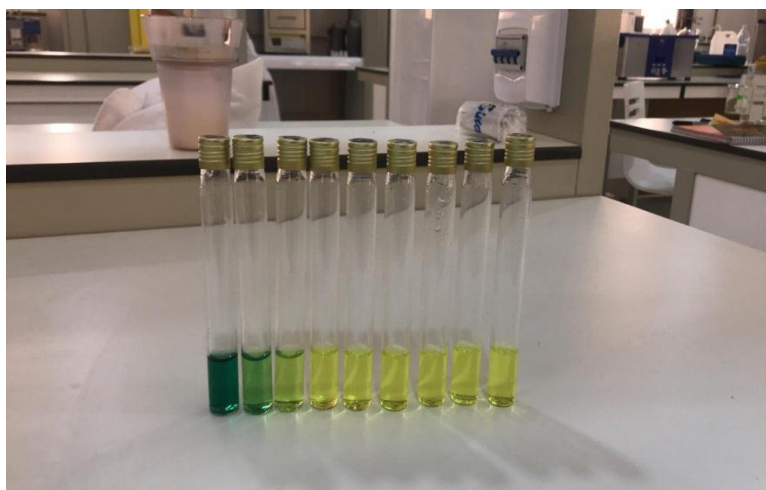


Figure 15 : Réduction du fer (FRAP)



Figure 16 : dosage de Réduction du fer (FRAP)

II.2.1.4. Activité Anti-inflammatoire in-vitro : Nous avons utilisé la méthode de stabilisation de la membrane HRBC avec quelque modification. Une quantité du sang frais a été prélevée à partir des volontaires sains (la personne ne doit pas être sous traitement antibiotique ou anti-inflammatoire) et mélangée à un volume égal de solution d'Alsevers stérile (2% dextrose, 0.8 % de citrate de sodium, 0.5 % d'acide citrique et 0.5% d'acide citrique et 0.42 % de NaCl dans de l'eau distillée). Le mélange obtenu a été centrifugé à 3000 rpm pendant 10 min. Ensuite, les cellules stimulées obtenues ont été lavées deux fois avec de l'eau physiologique (**Shakila et al, 2022**).

Une suspension à 30% (v/v) a été préparée avec une solution de l'eau physiologique (3ml sang dans 27ml l'eau physiologie), puis 1ml de cette dernière a été mélangé avec 1 ml de l'échantillon. Le contrôle a été préparé en utilisant 1ml d'eau distillée avec 1ml de sang. Tous les mélanges de dosage ont été incubés à 56 °C pendant 30 min, puis centrifugés à 2000 rpm pendant 5 min. La teneur en hémoglobine de chaque surnageant a été estimée par spectrophotométrie à 560 nm (**Shakila et al.2022**).

$$I\% = \frac{[(DO \text{ contrôle} - DO \text{ échantillon}) / DO \text{ contrôle}] \times 100}{1}$$

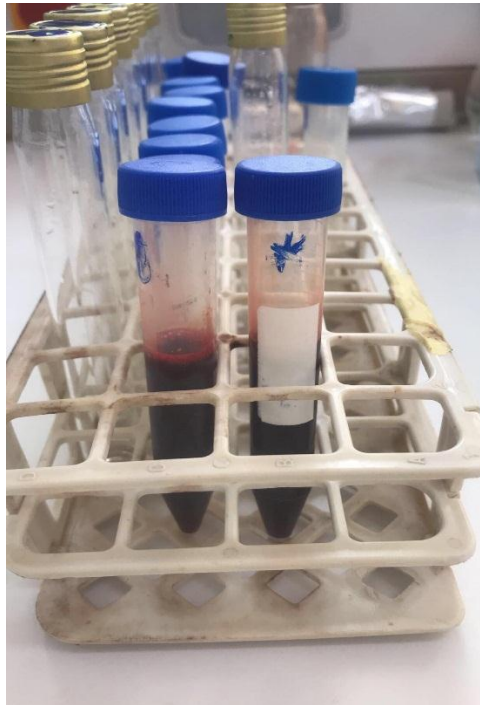


Figure 17 : tubes de sang

II.2.2. Evaluation de quelques aptitudes probiotiques des souches in vitro

II.2.2.1. Résistance aux pH gastrique : La capacité des isolats à survivre en présence de pH acide a été étudiée selon la méthode décrite par Divyashree et al. (2021) avec une légère modification. 1ml d'ultrabiotique a été centrifugé à une vitesse de 10000 rpm pendant une durée de 10 min. Deux fois, les culots ont été nettoyés avec du tampon phosphate salin (PBS à pH 7.2). Les culots ont été élevés de manière distincte dans du bouillon MRS adapté aux diverses valeurs de pH 2, 3, 4 et 5,8 sont mélangés avec du HCl, puis incubés à 37 °C pendant 2 heures. Une fois incubé, on a mesuré la densité optique à une longueur d'onde de 620 nm.

Le pourcentage de survie a été calculé par la comparaison des valeurs de la DO de la culture dans le bouillon MRS aux différents pH :

$$\% \text{ de survie} = (\text{DO MRS pH acide} / \text{DO MRS pH 5,8}) \times 100$$

Avec : pH acide (pH2, pH3, pH4 et pH 5,8)

II.2.2.2. Résistance aux sels biliaires : Pour estimer la tolérance d'ultrabiotique aux sels biliaires, le protocole de Mulaw et al. (2019) a été appliqué. Une culture jeune d'ultrabiotique a été centrifugée à une vitesse de 10 000 rpm pendant une durée de 10 minutes. On a lavé les culots à deux reprises dans le tampon phosphate salin (PBS à pH 7.2). Après avoir mis en suspension les culots cellulaires dans le tampon PBS, on a placé 1 ml de cellules bactériennes

préparées dans deux tubes à essais contenant 6 ml de PBS. Le premier a été ajouté 0,3 % de sels biliaires, tandis que le deuxième a été utilisé comme témoin (sans sels biliaires). Tout cela a été incubé à une température de 37°C pendant 4 heures. Une mesure de la densité optique à 620 nm a été utilisée pour évaluer la résistance de la souche aux sels biliaires, et le taux de survie a été mesuré.

$$\% \text{ de survie} = [\text{DO sels biliaires} / \text{DO Témoin}] \times 100$$

II.2.2.3. Hydrophobicité des surfaces cellulaires: Selon la méthode modifiée de Dell'Anno et al. (2021), Après avoir récupéré le culot bactérien (culture de 18 heures) par centrifugation à 10000 rpm/10min, J'ai réalisé l'évaluation de l'hydrophobie de surface. J'ai procédé à deux lavages successifs avant de le remettre en suspension dans 6 ml de Tampon phosphate de magnésium. Puis, On a modifié la densité optique à 450nm (DO initiale).

On a testé trois solvants : le xylène, le chloroforme et le toluène. Chaque suspension bactérienne a été ajoutée à 2 ml de chaque solvant. Tous les tubes ont été incubés pendant 10 minutes à une température de 37°C, puis agités pendant 2 minutes. Après 30 minutes d'incubation à température ambiante, la suspension a été stérilisée. Mesure de la densité optique de la phase aqueuse à 450 nm.

On calcule l'hydrophobicité de la surface cellulaire (H%) en utilisant l'équation ci-dessous :

$$\text{Hydrophobicité (\%)} = 100 \times (\text{DO initial} - \text{DO final}) / \text{DO initial}$$

II.2.2.4. Auto-agrégation et Co-agrégation: Le test d'auto agrégation a été effectué selon la technique décrite par Darmastuti et al. (2021) avec des modifications mineures. J'ai cultivé l'ultrabiotique sur un bouillon MRS pendant 18 heures à une température de 37 °C, puis centrifugées (10000rpm/ 10 minutes). Le substrat a été enlevé et les cellules ont été rincées à deux reprises. L'absorbance de la suspension initiale a été mesurée en utilisant une solution saline tamponnée au phosphate (PBS pH 7.2), puis en la répandant dans 6ml du même tampon avec une agitation de 10 secondes. Après une incubation à 37°C pendant 4 heures, on a réévalué l'absorption de la suspension bactérienne formée à l'aide d'un spectrophotomètre à 620nm. On a calculé les pourcentages de propriétés d'auto-agrégation en utilisant les formules suivantes :

$$\text{Autoagrégation (\%)} = 1 - (\text{At}/\text{A0}) \times 100$$

La suspension cellulaire de souche pour le test de co-agrégation a été préparée de la même façon que pour le test d'auto-agrégation. Les quantités de suspensions cellulaires d'ultrabiotique et de

la souche test (*Escherichia coli* ATCC 3569 ou autre) doivent être égales (2 ml). On a vortexé *Pseudomonas aeruginosa* ATCC2753(C) ou *Staphylococcus aureus* ATCC29522 (A) pendant 10 secondes et on les a incubés à 37°C pendant 3 heures avec une agitation. Le mélange (Amix) a été évalué à une longueur d'onde de 620 nm après 3 heures d'incubation.

Enfin le pourcentage de co-agrégation a été calculé à l'aide de l'équation suivante (Sohn et al. 2020) :

$$\text{Co-agrégation \%} = [(A_{\text{Lactobacillus}} + A_{\text{test}}) - A_{\text{mix}}] / [(A_{\text{Lactobacillus}} + A_{\text{test}})] \times 100$$

II.2.2.5. Capacité d'adhésion aux cellules épithéliales : Nous avons testé l'adhésion de souche aux cellules épithéliales de poulet comme décrit par Reuben et al. (2020) avec des modifications selon les étapes suivantes :

Préparation de cellules épithéliales : les cellules épithéliales du poulet ont été fournies par Pr. Idoui puis diluées jusqu'à la dilution 10⁻⁴.

Préparation des cellules bactériennes : Le culot bactérien d'une culture de 18h a été récolté par centrifugation à 6000 rpm pendant 10 min ; suivi par deux lavages par le PBS, le culot a été repris dans 2ml de même tampon suivis d'une observation à l'aide d'une cellule de mallasses pour confirmer que le nombre est approximativement de 10⁸ cellules/ml.

Réalisation de test : On a mélangé 1 ml de la culture bactérienne avec 1 ml de la dilution 10⁻⁴ de la suspension des cellules épithéliales préparées, puis on a effectué une filtration. incubation à une température de 37°C pendant une durée de 45 minutes. On a effectué un frottis coloré en utilisant du cristal violet 0.1% pendant 5 minutes. On évalue l'adhésion en utilisant un microscope optique à caméra (Gx100).

Le test est considéré positif si le nombre de cellules adhérees est supérieur à 15.

II.2.3. Activité antioxydante de souche in vitro

II.2.3.1 Résistance à la toxicité du peroxyde d'hydrogène (H₂O₂ Scavenging Activity) :

L'évaluation de la résistance à la toxicité du peroxyde d'hydrogène a été faite selon la méthode décrite par Kumari et al. (2020) avec des modifications mineures. On aensemencé la souche dans le tampon phosphate salin PBS avec des concentrations de 0.4, 0.7 et 1.0 mM d'H₂O₂ et on les a incubées à température ambiante pendant 6h. Suite à l'incubation, on a mesuré

l'absorbance à une longueur d'onde de 620 nm afin d'évaluer la croissance cellulaire. On a calculé le pourcentage de la survie des lactobacilles endommagés par l'H₂O₂ en utilisant la formule suivante :

$$\text{Taux de survie (\%)} = [A_e / A_t] \times 100$$

Avec :

A_e : absorbance de l'échantillon ;

A_t : absorbance du témoin.

II.2.3.2. Piégeage des radicaux libres 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH) : La centrifugation des cultures bactériennes de 18h a été effectuée à une vitesse de 6000rpm pendant 10 minutes afin de récupérer les cellules bactériennes. Les culots ont été lavés à deux reprises et suspendus dans le tampon phosphate. Pour rendre le nombre de bactéries normal (10⁷-10⁸ UFC/mL), on a mélangé 1 ml de la préparation bactérienne avec 1 ml du réactif DPPH (0,1 mM). Ensuite, on a laissé la solution à température ambiante dans l'obscurité pendant 30 minutes, puis on a mesuré l'absorbance à 517 nm. Les cellules et l'éthanol étaient présents dans le tube témoin (le blanc).

L'activité antioxydante a été calculée à l'aide de la formule suivante (**Kim et al., 2021**) :

Avec :

AE : Absorbance de l'échantillon ;

AB : Absorbance du blanc ;

AC : Absorbance du contrôle.

II.2.4. Survie d'ultrabiotique dans des solutions simulées à celles du tube digestif

II.2.4.1. Préparation des solutions mères des liquides simulés de la digestion : Une digestion simulée composée des phases orale, gastrique et intestinale et de fluides de digestion simulée a été préparée comme indiqué dans le tableau1. Toutes les solutions utilisées pour la digestion simulée ont été autoclavées à 120°C pendant 15min (**Valerio et al., 2020**).

Tableau 3 : Composition des solutions simulées à la digestion (Valerio et al., 2020).

	Solution mère ajoutée pour préparer	Solution mère ajoutée pour préparer	Solution mère ajoutée pour préparer
	500ml (LS)	500ml (LG)	500ml (LI)
KCl (0.5M)	15.1 ml	6.9 ml	6.8 ml
KH₂PO₄ (0.5M)	3.7 ml	0.9 ml	0.8 ml
NaHCO₃ (1M)	6.8 ml	12.5 ml	42.5 ml
NaCl (2M)	/	11.8 ml	9.6 ml
MgCl₂(H₂O)₆(0.15M)	0.5 ml	0.4 ml	1.1 ml
NH₄(CO₃)₂ (0.5M)	0.06 ml	0.5 ml	/
HCl	0.06 ml	1.3 ml	0.7 ml
LS : Liquide salivaire ; LG : Liquide gastrique ; LI : Liquide intestinal.			

II.2.4.2. Protocole expérimental de la digestion bucco-gastro-intestinale in vitro: La procédure de digestion in vitro a été développée selon le protocole de Barros et al. (2020). Le système comprenait trois phases séquentielles à savoir la phase orale, la phase gastrique et la phase intestinale (Figure 18).

Le protocole a pour but de:

- Tester la viabilité et la survie de la souche aux conditions bucco- gastrointestinales.
- Tester l'effet d'infusion (matrices alimentaires comme véhicules de la bactérie probiotique) sur la viabilité et la survie de la souche aux mêmes conditions de la digestion.
- Tester la bio-accessibilité des composés phénoliques de l'infusion dans ces conditions, et l'effet de la combinaison de ces extraits avec les bactéries sur ses capacités à survivre dans les mêmes conditions.

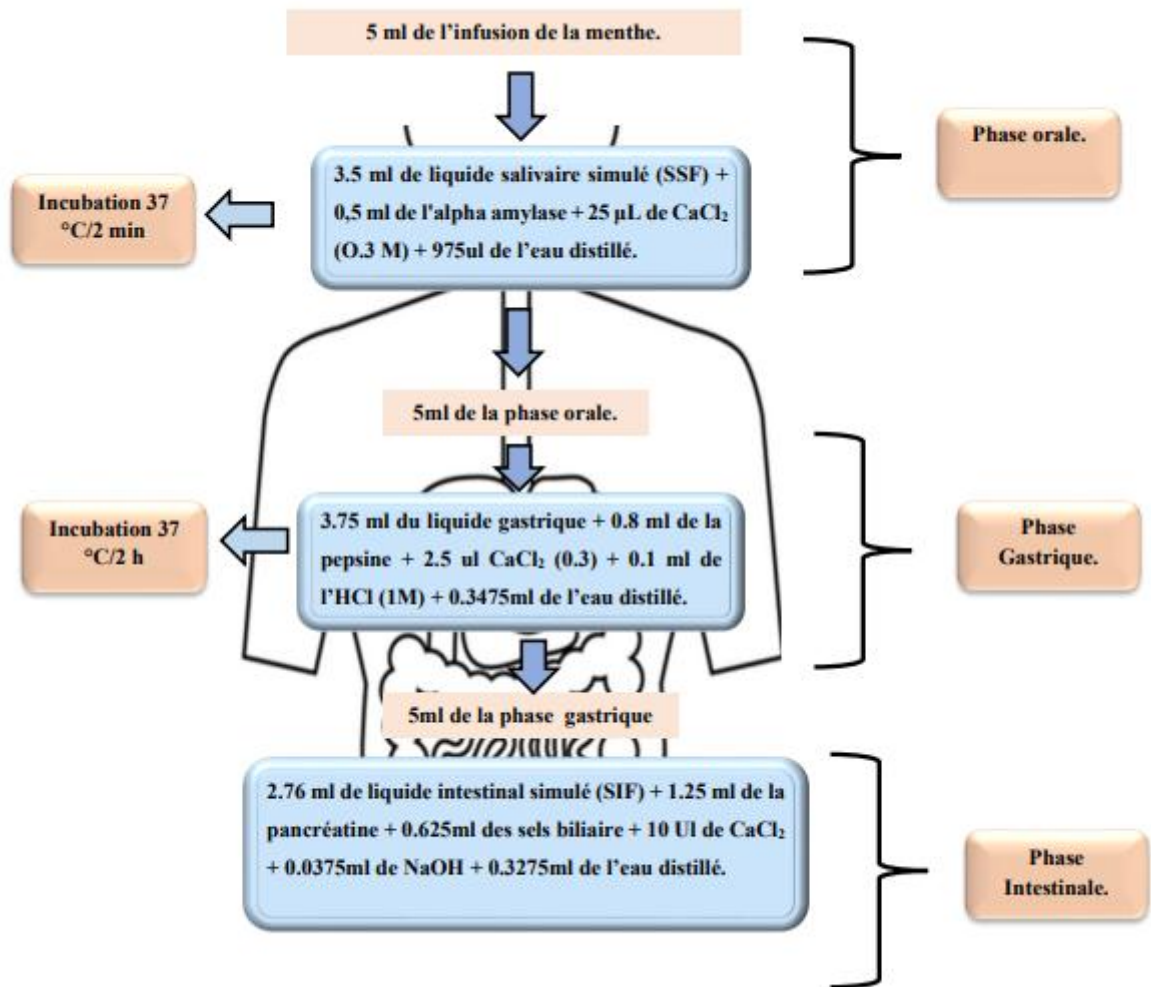


Figure 18 : Modèle de digestion in vitro (Valerio et al., 2020).

II.2.5. Effet de la digestion sur la biodisponibilité des polyphénols, des flavonoïdes, l'activité antioxydant et anti-inflammatoire de l'infusion

Après chaque étape de digestion, nous avons effectué ce test sur l'infusion en mesurant les polyphénols et les flavonoïdes. On a utilisé les mêmes méthodes mentionnées précédemment dans les parties II.2.1 ; II.2.1.3 et II.2.1.4.

II.2.6. Effet de la digestion sur la survie, la viabilité et l'activité antioxydante, de souche in vitro

II.2.6.1 Evaluation de la survie et la viabilité d'ultrabiotique: L'évaluation de la survie est basé sur une comparaison du nombre de bactéries viables après chaque phase de digestion, avec le nombre initial. Deux tests ont été réalisés :

Mesure de la densité optique : Chaque échantillon de chaque phase de digestion a été soumis à une lecture spectrométrique à 620 nm.

Le dénombrement direct sur boîte de Pétri :

Dans un tube à essai contenant 9 ml d'eau physiologique stérile, on a prélevé 1 ml de chaque phase de digestion avec une pipette stérile, afin d'obtenir une dilution de 10⁻¹.

Dès lors, nous répétons la même opération afin d'atteindre la dilution 10⁻⁷. On a étalé 100µl de la dilution 10⁻⁶ et 10⁻⁷ de chaque phase sur des boîtes de Pétri contenant de la gélose MRS. Finalement, les colonies bactériennes ont été comptées après 48 heures d'incubation à une température de 37°C en utilisant la formule suivante (Wang et al., 2021) :

$$\text{Nombre UFC/ml} = \Sigma C V (n1 + 0.1n2) \diamond$$

Avec :

- ✓ C : Nombre de colonies sur boîtes de chaque dilution retenue ;
- ✓ V : Volume de la suspension bactérienne déposée sur boîte (ml) ;
- ✓ n1 : Nombre de boîtes correspondant à la plus faible dilution ;
- ✓ n2 : Nombre de boîtes correspondant à la plus forte dilution ;
- ✓ d : Correspond à la plus faible dilution.

II.2.6.2. Evaluation de l'activité antioxydant et anti inflammatoire : Après la phase orale, gastrique et intestinale, deux activités ont été évaluées en utilisant les tests déjà mentionnés dans les Parties II.2.2 et II.2.3.

II.2.7. Effet de la digestion sur la survie, l'activité antioxydant et anti-inflammatoire de L'ultrabiotique en présence de l'infusion in vitro

Dans cette section, nous avons examiné l'impact de l'armoise en tant que matrice alimentaire sur la viabilité, la survie, ainsi que l'activité antioxydante et anti-inflammatoire du mixte (probiotique + matrice végétale) après chaque étape de la digestion. Les méthodes employées sont celles suivantes expliquées dans les sections II.2.1.3, II.2.1.4 et II.2.2.

Dans le même but, une évaluation des polyphénols et des flavonoïdes a été effectuée après chaque étape digestive en utilisant les protocoles mentionnés dans la section II.2.1.2.

II.2.8. Analyse statistique

L'analyse statistique des résultats est faite pour des expériences réalisées au moins deux fois par Microsoft Excel 2013. Ces résultats sont présentés comme une moyenne ± écart type.

III. Résultats et Discussion

III.1 Qualité et activités biologiques de l'infusion de l'armoise

III.1.1. Composition phytochimique

III.1.1.1. Teneur en polyphénols totaux : L'équation de la régression linéaire a été utilisée pour calculer le contenu phénolique total de l'échantillon de l'armoise en se basant sur la courbe d'étalonnage établie par l'acide gallique ($y=0.0264x - 0.0025$ et $R=0.99$).

Selon les résultats obtenus, la quantité totale de polyphénols dans l'infusion de l'armoise est de **50.525±0.48 mg EAG/g**. Notre conclusion est conforme à celle des recherches menées par Brown et ses collègues (2019), qui ont constaté que la quantité totale de composés phénoliques était de **53.22 et 23.99 mg EAG/g** d'échantillon pour les infusions aqueuses d'autres plantes. Les phénols présents dans les extraits éthanoliques étaient supérieurs à ceux des infusions aqueuses. Les résultats obtenus ont été expliqués par l'impact des éléments qui impactent le contenu. L'extraction phénolique dépend de différents facteurs tels que l'espèce de plante, les conditions environnementales, la technique et les solvants utilisés (Lupsor et al. 2019 ; Milutinovi et al. 2021).

III.1.1.2. Teneur en flavonoïdes : Le terme flavonoïde fait référence à une variété très étendue de composés naturels de la famille des polyphénols (Bouyahya et al., 2017). Notre étude a révélé une concentration en flavonoïdes de $13,08 \pm 0,005$ mg EQ/g. qui est inférieure à celle trouvée dans les autres études.

III.1.2. Activité antioxydante de l'armoise

III.1.2.1. Capacité antioxydante totale (TAC) : On a calculé la capacité antioxydante totale et on l'exprime en μg d'acide ascorbique équivalent par millilitre ($\mu\text{g EAA/ml}$) en utilisant la courbe d'étalonnage avec l'équation de la régression linéaire ($y=0.0029x + 0.0986$ et $R=0.96$).

Une activité antioxydante totale de **105.265±0.46mg EAA/g** a été découverte. Les extraits de plantes ont une activité antioxydante basée sur leurs compositions chimiques. Les composés phénoliques et flavonoïdes présents dans l'armoise jouent le rôle de donneurs d'hydrogène ou d'électrons pour les radicaux peroxydes, ce qui empêche la formation de peroxyde tout en réduisant les dommages oxydatifs en capturant les radicaux libres. Donc, il serait possible d'utiliser le contenu phénolique total pour détecter rapidement l'activité antioxydante (Hejina et al., 2021).

III.1.2.2. Activité de piégeage de radical libre 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH) : L'activité antioxydante de l'infusion de l'armoise et de l'antioxydant standard (Trolox) vis-à-

vis du radical DPPH a été évaluée à l'aide d'un spectrophotomètre en suivant la réduction de ce radical qui s'accompagne par son passage de la couleur violette (DPPH•) à la couleur jaune (DPPH-H) mesurable à 517nm. Cette capacité de réduction est déterminée par une diminution de l'absorbance induite par des substances anti radicalaires (**Bougandoura et al., 2013**).

Le pouvoir antioxydant de l'infusion testée a été démontré par les résultats, avec un pourcentage d'inhibition de $94 \pm 0.01\%$. En raison de leur capacité à céder l'hydrogène, les molécules antioxydantes comme les polyphénols et les flavonoïdes réduisent et décolorent le DPPH (**Bougandoura et al., 2013**).

III.1.2.3. Pouvoir réducteur du fer (FRAP : Ferric Reducing Antioxydant Power) : Les extraits de plantes contiennent des réducteurs qui réduisent le complexe ferricyanide Fe^{3+} à la forme ferreuse Fe^{2+} . Ainsi, on peut évaluer le Fe^{2+} en mesurant et en étudiant. Dans le milieu réactionnel à 700nm, on observe une augmentation de la densité de la couleur bleue (**Bougandoura et al., 2013**).

Les résultats obtenus ont montré que l'infusion de l'armoise a une activité à réduire le fer égale à 115.965 ± 1.09 mg/g. Le pouvoir réducteur de l'infusion est probablement dû à la présence de groupement hydroxyle dans les composés phénoliques qui peuvent servir comme donneur d'électron. Par conséquent, les antioxydants sont considérés comme des réducteurs et inactivateurs des oxydants, donc ce sont des indicateurs significatifs de l'activité antioxydante potentielle (**Bougandoura et al., 2013**).

III.1.3. Activité anti-inflammatoire de l'infusion

La méthode utilisée pour déterminer l'activité anti-inflammatoire in vitro est la méthode de stabilisation membranaire des globules rouges. C'est parce que la membrane des globules rouges est semblable à la membrane lysosomale qui a une influence sur le processus inflammatoire. La taille de l'hémolyse qui se produit est utilisée comme paramètre de mesure pour déterminer la présence d'une activité anti-inflammatoire. L'activité anti-inflammatoire peut être vu à partir de la diminution de l'absorbance dans la solution d'essai. Donc, plus la valeur d'absorbance est petite, plus l'hémolyse qui se produit est petite, plus l'activité anti-inflammatoire est élevée (**Khairinisa et al., 2022**).

L'infusion de l'armoise a montré une activité anti-inflammatoire de $50 \pm 0.001\%$. L'armoise a présenté des caractéristiques anti-inflammatoires réduisant la production et la sécrétion de cytokines proinflammatoires, **Hejina et al. (2021)** et **Dogan et al. (2019)** ont montré que les

composés polyphénoliques étaient responsables d'une activité anti-inflammatoire par la suppression de l'inflammation.

III.2. Evaluation de quelques aptitudes probiotiques d'ultrabiotique in vitro :

III.2.1. Résistance aux pH gastrique : Les cellules probiotiques doivent survivre dans les conditions acides de l'environnement gastrique (**Rajam et al., 2022**). D'après les résultats illustrés dans la figure, nous remarquons la diminution du taux de survie en fonction de l'abaissement de pH (pH4, 3 et 2) dont l'ultrabiotique a présenté des taux de survie respectifs de $74\pm 0.007\%$, $63\pm 0.006\%$ et $50\pm 0.001\%$

Les résultats de l'étude menée par Joghataei et al. (**2019**) sur l'effet des sucs gastriques sur la viabilité des Lactobacillus ont montré que la souche ont conservé leur viabilité après exposition aux conditions gastrique acides et le taux de survie variait entre 21% et 96%.

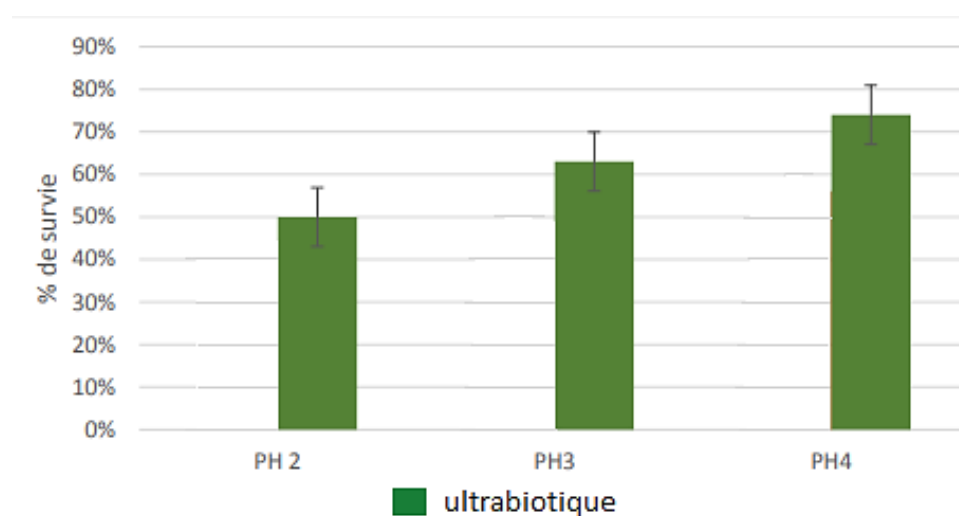


Figure 19. Taux de survie d'ultrabiotique aux différents pH

III.2.2. Résistance aux sels biliaires : L'intestin humain contient des sels biliaires, dont la concentration varie généralement entre 0.3 % ~ 0.5 % (**Chen et al., 2020**).

Les résultats de la résistance aux sels biliaires ont montré que la souche d'ultrabiotique ont un taux de survie élevé estimé à $82\pm 0.001\%$ dans un milieu similaire à celui duodénal (0.3% sels biliaires)

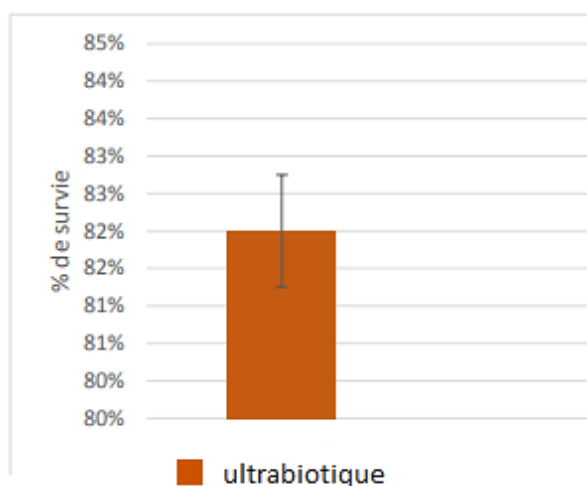


Figure 20. Survie d'ultrabiotique en présence de 0.3% de sels biliaires

III.2.3. Hydrophobicité des surfaces cellulaires : L'hydrophobicité a été évaluée en utilisant la capacité de la souche d'ultrabiotique à adhérer aux trois solvants ; le xylène, le toluène et le chloroforme. Les résultats obtenus(%) de la souche de L'ultrabiotique sont présentés graphiquement dans (la figure)

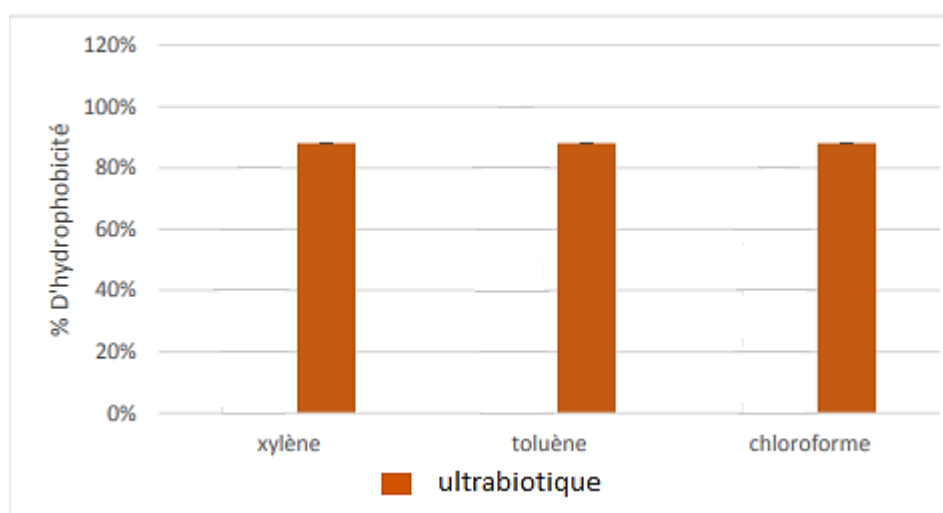


Figure 21. Hydrophobicité (%) de la souche d'ultrabiotique

Après une heure d'incubation, l'ultrabiotique a montré un un pourcentage d'hydrophobicité identique au xylène, toluène et au chloroforme de $88\% \pm 0.01$.

Dans notre étude, l'ultrabiotique est présenté une forte affinité pour le chloroforme, toluène et le xylène, indiquant que les souches sont hydrophobes.

La capacité hydrophobe et hydrophile est définie à partir des protéines et des polysaccharides présents à la surface des cellules bactériennes. Le xylène étant un solvant apolaire, aide à déterminer l'hydrophobicité de la surface cellulaire tandis que le chloroforme est un solvant

acide polaire, qui détermine la capacité du donneur d'électrons de la surface cellulaire bactérienne (Gohil et al., 2023). Ces solvants attribués aux groupements carboxyliques et aux interactions acide-base de Lewis à la surface cellulaire (Ren et al., 2012).

III.2.4. Auto-agrégation et Co-agrégation : La capacité d'auto-agrégation est suggérée pour favoriser la colonisation de l'intestin humain, prévenir les infections pathogènes et moduler la muqueuse colique (Isenring et al., 2021), tandis que la capacité de co-agrégation est suggérée pour prévenir la colonisation de l'intestin humain par des bactéries pathogènes (Singhal et al., 2021).

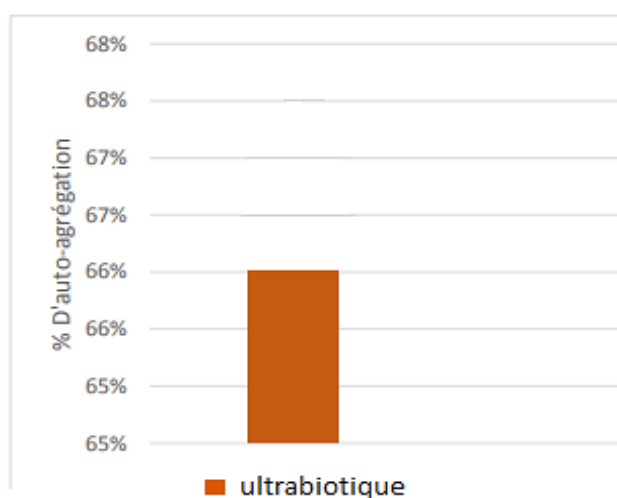


Figure 22. Pourcentage d'auto-agrégation de la souche d'ultrabiotique.

Dans notre étude, la souche d'ultrabiotique est un pourcentage d'autoagrégation de $66 \pm 0.001\%$. Par comparaison aux résultats de l'étude réalisée par Sohn et al. (2020) qui ont montré que la plupart des souches avaient des valeurs d'auto-agrégation entre 13% et 63%, cela suppose que nos résultats sont meilleurs.

Cette forte adhérence peut indiquer que cette souche a une bonne capacité de colonisation, qui peut être liée à leurs propriétés de surface. Différents déterminants de surface ont été signalés comme étant impliqués dans l'interaction des lactobacilles avec les cellules épithéliales intestinales, y compris les forces passives, les interactions électrostatiques et l'hydrophobicité (Bah et al., 2019).

Concernant la co-agrégation, nos résultats ont montré que L'ultrabiotique avait une meilleure capacité de co-agrégation avec E.oli ($76\% \pm 0.07$), Tandis que la capacité de co-agrégation avec S. aureus et P. aeruginosa, les taux étaient de $65 \pm 0.02\%$ avec S. aureus et $76 \pm 0.02\%$ avec P. aeruginosa.

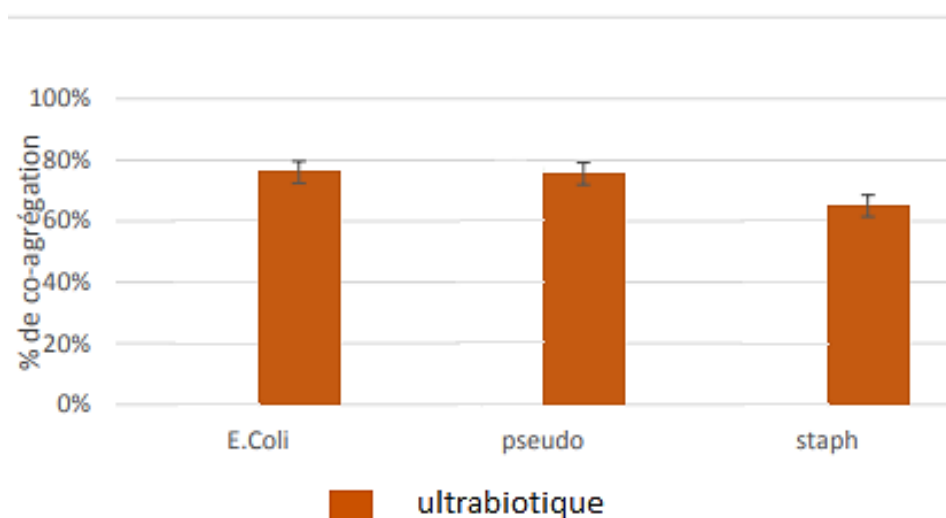


Figure 23. Co-agrégation (%) d’ultrabiotique avec trois souches tests.

D’après l’étude d’**Anandharaj et al. (2015)**, toutes les souches probiotiques testées présentaient un taux de co-agrégation avec E. coli qui variait de 19 % à 68 %. En outre, les Lactobacillus ont montré une inhibition significative contre toutes les souches pathogènes testées avec différents profils d’inhibition.

III.2.5. Capacité d’adhésion aux cellules épithéliales du poulet : La capacité des lactobacilles à adhérer à l’épithélium intestinal pour l’établissement d’une colonisation antérieure est associée à l’exclusion des pathogènes entériques affectant ainsi de manière bénéfique la santé de l’hôte (**Ren et al., 2012 ; Guo et al., 2023**).

La figure 5 représente l’observation microscopique où le test est considéré comme positif car le nombre de cellules de L’ultrabiotique adhérentes est supérieur à 15.

L’adhésion microbienne aux cellules épithéliales est un processus de contact complexe impliquant deux membranes, qui dépendent de la composition chimique et physicochimique de la surface cellulaire de la souche probiotique. Ce comportement dépend de l’équilibre des interactions électrostatiques et de Van der Waals sur la surface cible, mais des études ont suggéré que les composants extracellulaires bactériens et la composition environnante peuvent influencer l’adhésion (De Melo Pereira et al., **2018**).

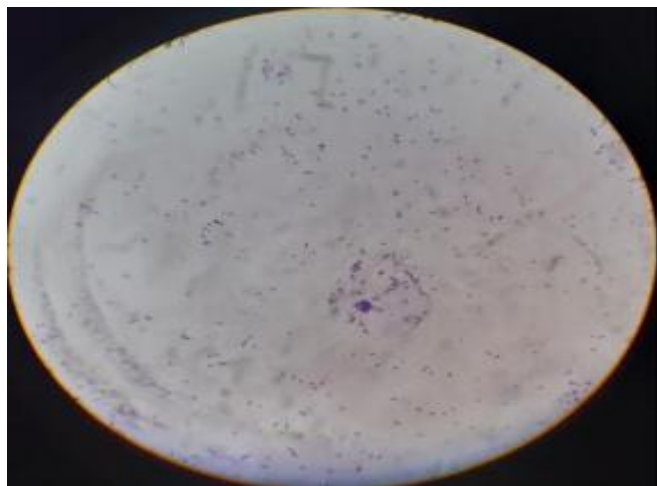


Figure 24. Photomicrographie de l'adhésion d'ultrabiotique aux cellules épithéliales du poulet (Gx100).

III.3. Détermination de l'activité antioxydante de L'ultrabiotique

Les dosages chimiques peuvent être subdivisés en différentes méthodes d'évaluation de l'activité antioxydante : celles basées sur l'activité de piégeage d'un radical libre stable (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH) et la capacité de la réduction du fer (FRAP : Ferric Reducing Antioxidant Power).

III.3.1. Piégeage des radicaux libres 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH) :

L'ultrabiotique ont été examinées pour leurs capacités in vitro à tolérer le stress oxydatif ainsi que pour leurs potentiels antioxydants par le dosage chimique du DPPH (Wang et al., 2012). D'après les résultats obtenus, les pourcentages de piégeage des radicaux libres exercé par L'ultrabiotique était de 84 ± 0.008 %

Certains probiotiques produisent des composés bioactifs qui peuvent réduire le stress oxydatif semblable à l'acide teichoïque dans la membrane cellulaire et au peptidoglycane dans la paroi cellulaire (Won et al., 2021)

III.4. Effet de la digestion buco-gastro- intestinale sur l'infusion de l'armoise

L'objectif de notre travail se focalise sur l'impact de la digestion gastro-intestinale in vitro sur la teneur en composés phénoliques et sur l'activité antioxydant et l'activité anti-inflammatoire de l'infusion de l'armoise.

III.4.1. Effet sur la teneur en polyphénols et en flavonoïdes :

L'effet de la digestion buccogastro-intestinale sur la bioaccessibilité des composés actifs (polyphénols, flavonoïdes) de l'infusion de l'armoise est présenté dans les figures ci-dessous.

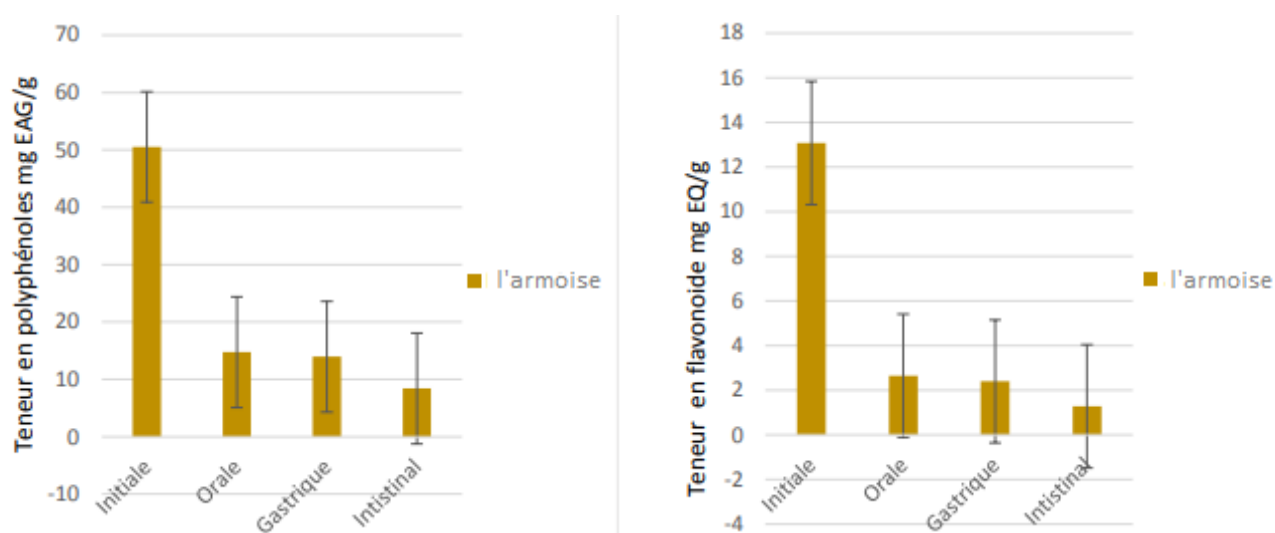


Figure 25. Effet de la digestion sur la teneur en polyphénols et en flavonoïdes

D'après les données des figures, nous remarquons qu'après digestion orale, gastrique et intestinale, une diminution de la teneur en polyphénols dont nous enregistrons respectivement des teneurs de 14.75 ± 0.48 ; 13.955 ± 0.31 et 8.425 ± 0.10 mg EAG /g et en flavonoïdes 2.65 ± 0.05 ; 2.4 ± 0.56 et 1.285 ± 0.04 mg EQ/g. Le constat est une perte en ces composés bioactifs et celui est déduit par comparaison aux témoins polyphénols et flavonoïdes qui étaient respectivement de 50.525 ± 0.48 mg EAG/g et 13.08 ± 0.05 mg EQ/g

Ces résultats montrent que la digestion in vitro affecte significativement ($P < 0.05$) la teneur en composés phénoliques depuis la phase salivaire passant par la phase gastrique jusqu'à la phase intestinale.

La diminution de la teneur en polyphénols totaux et en flavonoïdes lors de la digestion in vitro peut être due à la sensibilité de ces composés bioactifs aux conditions de l'environnement du tractus digestif (pH, oxygène dissous résiduel et espèces réactif à l'oxygène) ou à leur structure et à leur localisation dans la matrice alimentaire. Le comportement différent des composés phénoliques, au cours du trajet digestif est influencé par des interactions entre polyphénols et enzymes digestives (α -amylase, pepsine et protéase) qui sont responsables de cette distinction. Par ailleurs, certains auteurs suggèrent que la transition des polyphénols du milieu gastrique à l'intestinal provoque certains changements structuraux et conduit à la dégradation et la diminution de la teneur en ces composés bioactifs. De plus, la faible teneur en polyphénols totaux et en flavonoïdes dans la phase intestinale s'explique par l'auto-oxydation sous-alcaline

de ces composés qui est due principalement à leur sensibilité au pH alcalin de l'intestin. Par ailleurs, l'apport en polyphénols est strictement lié aux notions de bioaccessibilité et de biodisponibilité. A cet égard, la libération des polyphénols de la matrice alimentaire au cours de la digestion gastro-intestinale (bioaccessibilité) aura un impact significatif sur la biodisponibilité (Catalkaya et al., 2020).

III.4.2. Effet sur l'activité antioxydant de l'infusion:

Les activités antioxydantes (Capacité antioxydant totale, Activité de piégeage des radicaux 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH), Pouvoir réducteur du fer) de l'infusion de l'armoise ont été déterminées après chaque étage digestif. Les résultats sont illustrés dans les figures ci-dessous.

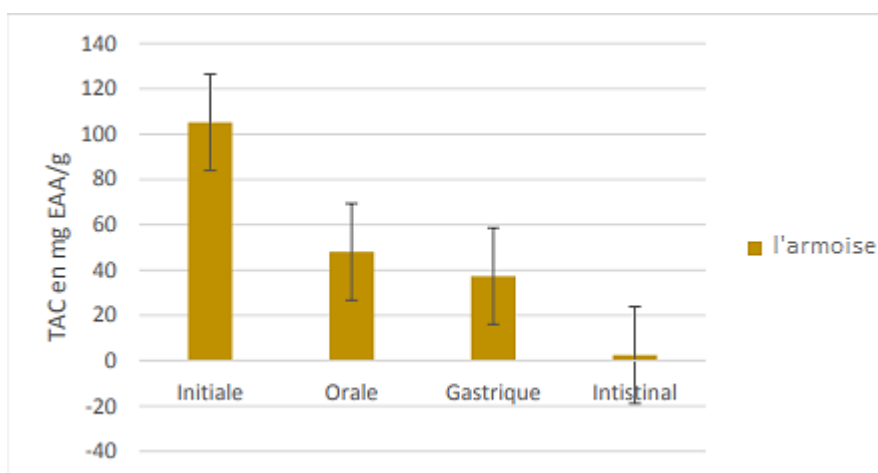


Figure 26. Effet de la digestion sur l'activité antioxydant totale (TAC)

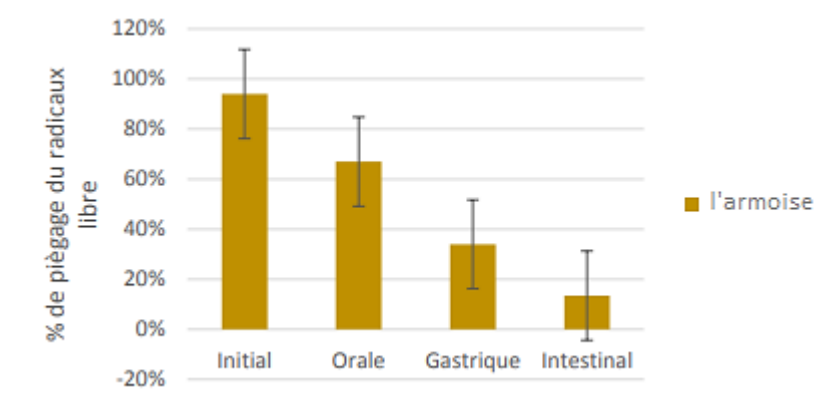


Figure 27. Effet de la digestion sur le pourcentage d'inhibition du radical DPPH

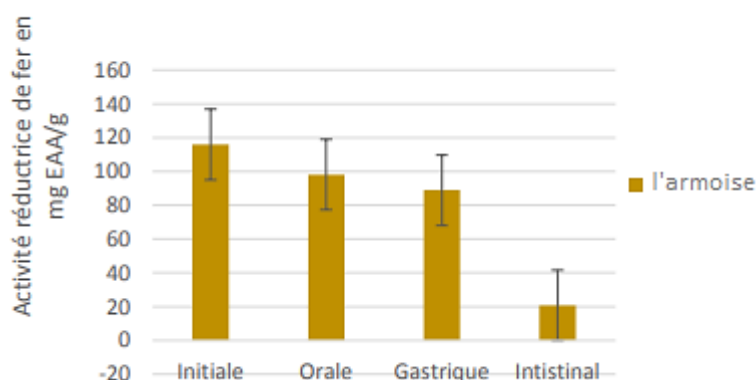


Figure 28. Effet de la digestion sur le pouvoir réducteur de fer

D'après les résultats obtenus, nous remarquons que la capacité antioxydant totale (48.025 ± 3.4 ; 37.33 ± 0.9 ; 2.505 ± 1.4) mgEAA/g l'activité de piégeage des radicaux DPPH ($67 \pm 0.01\%$, $34\% \pm 0.04$; $14\% \pm 0.02$) et le pouvoir réducteur du fer (98.145 ± 4.17 , 88.89 ± 3.66 , 20.74 ± 0.5) mgEAA/g de l'infusion ont diminué respectivement au cours du passage dans le tractus gastro intestinal comparativement à celles trouvées avant la digestion et qui étaient de 105.265 mgEAA/g ; 94% et 115.965 mgEAA/g respectivement.

Selon les résultats, l'activité antioxydante est significativement influencée par la digestion au niveau des trois niveaux digestifs ($P < 0.05$). Les activités antioxydantes diminuent après la digestion, ce qui peut être dû à l'instabilité des polyphénols dans les conditions de digestion. Il est possible que cela ait un impact sur les caractéristiques antioxydantes de ces composés bioactifs, car leur activité antioxydante repose sur la structure des polyphénols produits lors de la digestion gastrointestinale. De plus, il est possible que la baisse des propriétés antioxydantes soit associée à l'instabilité des polyphénols face aux variations de pH lors de la digestion. Plusieurs fois, l'activité antioxydante diffère considérablement dans les milieux acides/alcalins par rapport aux milieux neutres (Laib et al., 2021).

III.4.3. Effet sur l'activité anti-inflammatoire : Les résultats de l'activité anti-inflammatoire de l'infusion de l'armoise après la digestion bucco-gastro intestinale sont illustrés par la figure ci-dessous.

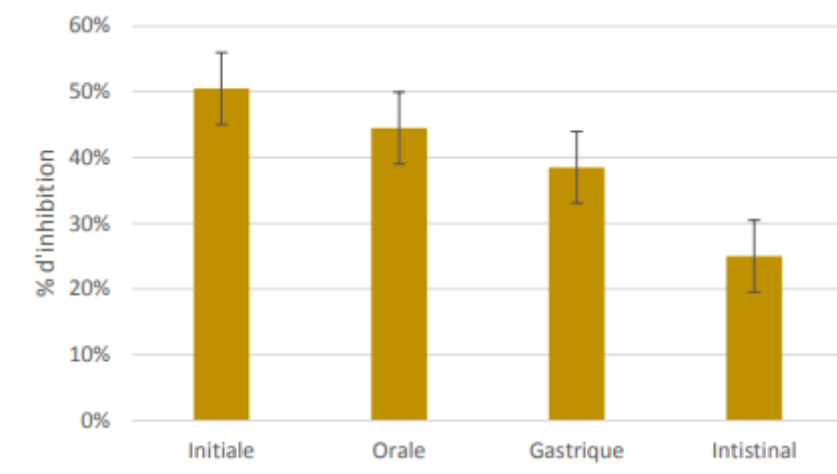


Figure 29. Effet de la digestion sur l'activité anti-inflammatoire

D'après les résultats obtenus, l'activité anti-inflammatoire a diminué de $51 \pm 0.001\%$ pour atteindre $45 \pm 0.001\%$ après digestion orale, $39 \pm 0.001\%$ après digestion gastrique et $25 \pm 0.001\%$ après digestion intestinale. Ces résultats indiquent que la digestion intestinale affecte l'activité anti-inflammatoire de l'infusion de l'armoise de la phase orale jusqu'à la phase intestinale.

III.5. Effet de la digestion buco-gastro- intestinale sur L'ultrabiotique

III.5.1. Effet de la digestion sur la survie et la viabilité des L'ultrabiotique : D'après les résultats obtenus, nous notons qu'après 2 minutes d'incubation, L'ultrabiotique était résistante aux conditions similaires de la digestion orale, le nombre des cellules viables de la souche était de 6.94×10^9 UFC/ml. Après la digestion gastrique, une diminution du nombre de cellules viables de souche a été observée, ou nous avons compté 0.7675×10^9 . La souche ont atteint l'intestin à la fin de la digestion avec un nombre de cellules viables égale à 0.1785×10^9 UFC/ml, re. Cela montre que le nombre de cellules a été affecté par les conditions hostiles et cela par comparaison au nombre initiaux de témoin avec 45.5×10^9 .

III.5.2. Effet de la digestion sur l'activité antioxydante des souches : Nous avons testé l'effet de la digestion sur l'activité antioxydant de la souche ultrabiotique. Les résultats du taux d'inhibition des radicaux libres (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl) sont illustrés dans la figure ci-dessous.

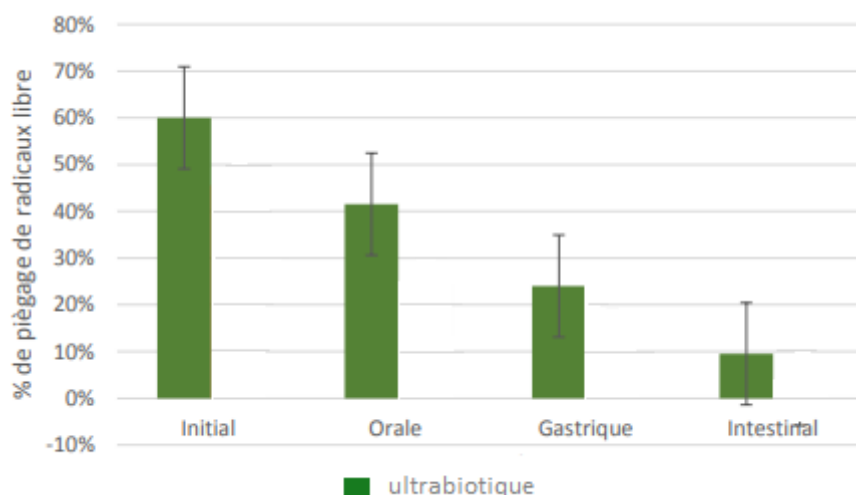


Figure 30. Effet de la digestion sur le pourcentage d'inhibition du radical DPPH

D'après les résultats de cette figure et après les trois phases de la digestion bucco-gastrointestinal, le taux d'inhibition des radicaux libre du DPPH a connu une diminution pour la souche ultrabiotique avec des pourcentages de $42 \pm 0.007\%$; $24 \pm 0.014\%$ et $10 \pm 0.0007\%$ et de $24 \pm 0.05\%$, comparativement à leur taux initiaux qui étaient de $60 \pm 0.001\%$ (avant la digestion). Ces résultats montrent clairement qu'il y a une forte perte en capacité d'inhibition de radical libre.

III.6. Effet de la digestion sur la biodisponibilité des polyphénols et flavonoïdes, l'activité antioxydant et anti-inflammatoire de la combinaison « l'armoise-souche »

III.6.1. Effet de la digestion sur la biodisponibilité des polyphénols et flavonoïdes :

Les résultats des dosages après les phases de digestion lors de la combinaison souche-infusion sont illustrés dans les figures ci-dessous.

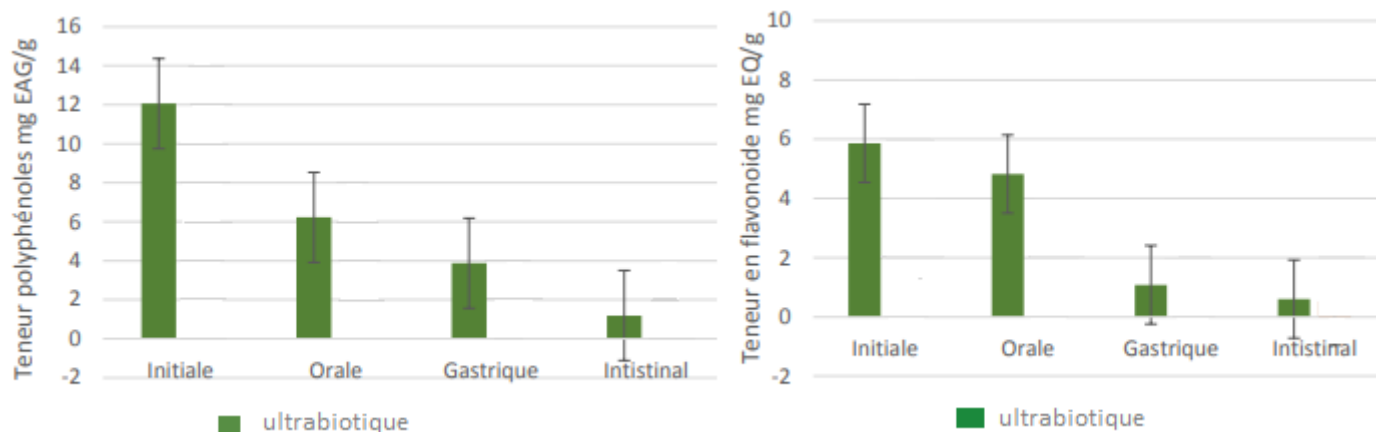


Figure 31. Effet de la digestion sur la teneur en polyphénols et en flavonoïdes

D'après les résultats obtenus, nous remarquons une diminution de la teneur en polyphénols après le passage dans chaque étage digestif pour la combinaison infusion-souche ultrabiotique avec 12.06 ± 0.11 mg EAG/g (témoin) ; 6.22 ± 0.31 mg EAG/g (étage orale), 3.87 ± 0.10 mg EAG/g (étage stomacal) et 1.19 ± 0.05 mg EAG/g (étage intestinal).

De même pour les flavonoïdes, leurs teneurs ont diminué après chaque phase (5.865 ± 0.4 ; 4.83 ± 0.02 ; 1.085 ± 0.007 ; 0.6 ± 0.05 mg EQ/g), cette teneur était inférieure à celle de l'infusion seule avec 13.08 ± 0.05 mg EQ/g (témoin), 2.65 ± 0.05 mg EQ/g (étage orale), 2.4 ± 0.05 (étage stomacal) et 1.285 ± 0.04 mg EQ/g (étage intestinal).

A travers ces résultats, nous constatons que la fraction biodisponible après la digestion intestinale de l'infusion de l'armoise est plus importante que celle obtenue après la digestion simulée des combinaisons Souche – infusion. Sur la base des résultats obtenus, il apparaît que l'association de la souche avec l'infusion après la digestion affecte la biodisponibilité des composés phénoliques.

La diminution des composés phénoliques peut être la conséquence de la dégradation phénolique au cours de la digestion par les enzymes digestives (Chen et al., 2017). Cependant, le probiotique est capable d'influencer la biodisponibilité des polyphénols et des flavonoïdes par l'hydrolyse (Catalkaya et al., 2020), car ces dernières peuvent exercer une fonction prébiotique et augmenter la population des probiotiques (De Souza et al., 2019).

III.6.2. Effet de la digestion sur l'activité antioxydante:

Les résultats des activités antioxydants (DPPH, Fer, TAC) de la combinaison après la digestion bucco-gastro intestinale sont illustrés dans les figures ci-dessous.

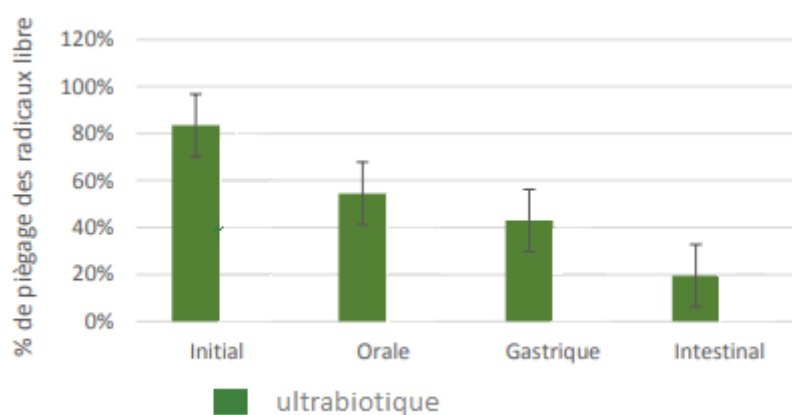


Figure 32. Effet de la digestion sur le pourcentage de DPPH

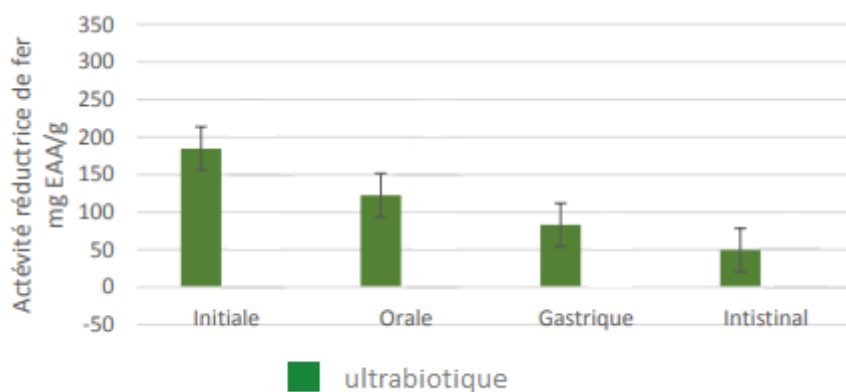


Figure 33. Effet de la digestion sur le pouvoir réducteur de fer

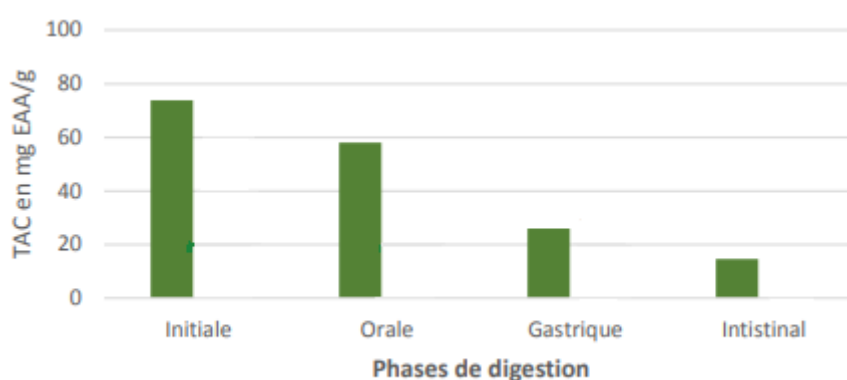


Figure 34. Effet de la digestion sur l'activité antioxydante totale

Selon les résultats obtenus, il est observé que l'activité antioxydante (capacité antioxydante totale, activité de piégeage des radicaux 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH), pouvoir réducteur du fer) de la combinaison souche-infusion est plus élevée que celle de l'infusion pendant les trois phases digestives.

La capacité antioxydant totale de la combinaison souche-infusion avant digestion était de 73.885 ± 0.24 mg EAA/g avec l'ultrabiotique, elle est supérieure à celle de la combinaison avec ultrabiotique après digestion buccale, stomacale et orale, ou nous notons 58.02 ± 3.90 , 25.955 ± 0.48 et 14.575 ± 2.9 mg EAA/g avec l'ultrabiotique. De même, la capacité antioxydant totale de la combinaison souche-infusion est supérieure à celle de l'infusion avec 48.025 ± 3.41 , 37.33 ± 0.97 mg EAA/g aux cours des trois phases respectives de la digestion.

Le pouvoir réducteur du fer de la combinaison souche-infusion avant digestion était de 184.59 ± 0.72 mg EAA/g avec la souche ultrabiotique. Il est supérieure à ceux de la combinaison souche-infusion après digestion avec 122.445 ± 7.12 mg EAA/g, 82.97 ± 0.5 mg EAA/g et 49.63 mg EAA/g ± 1.5 avec ultrabiotique. Par ailleurs, il est supérieure à ceux de l'infusion aux cours

des trois phases de la digestion avec 98.145 mg EAA/g en phase orale, 88.89 mg EAA/g en phase stomacale et 20.74 mg /g en phase intestinale.

La capacité de piégeage des radicaux libres de DPPH de la combinaison souche-infusion avant digestion étant de 84 ± 0.007 % avec ultrabiotique, donc, supérieure à ceux de la combinaison souche -infusion avec après digestion orale 55 ± 0.007 %, 43 ± 0.001 % en phase stomacale et 20 ± 0.007 % en phase intestinale. Par ailleurs elle est à la fois supérieure à celles de l'infusion seule (67%, 34%, 14%), à celles de la souche seule (42%, 24%, 10%).

En se basant sur les résultats obtenus, nous constatons que l'association souche-infusion affecte positivement l'activité antioxydant après la digestion.

III.6.3. Effet de la digestion sur l'activité anti-inflammatoire :

D'après les résultats de la figure ci-dessous, nous constatons que l'activité anti-inflammatoire de l'infusion avant digestion était de 51 ± 0.007 % et elle devient après les digestions orale, stomacale et intestinale respectivement de 45 ± 0.007 %, 39 ± 0.007 % et 25 ± 0.0001 %, ce qui témoigne une amélioration comparativement à celles de la combinaison souche – infusion qui étaient de 58 ± 0.007 %, 47 ± 0.007 % et 34 ± 0.0001 %.

Ces résultats suggèrent que la combinaison des souches avec l'infusion après la digestion affecte positivement l'activité anti-inflammatoire. Les résultats de **Prete et al. (2020)** et **Moraadi et al. (2019)** ont montré que la combinaison des plantes médicinales et des probiotiques avait un effet positif sur l'inflammation.

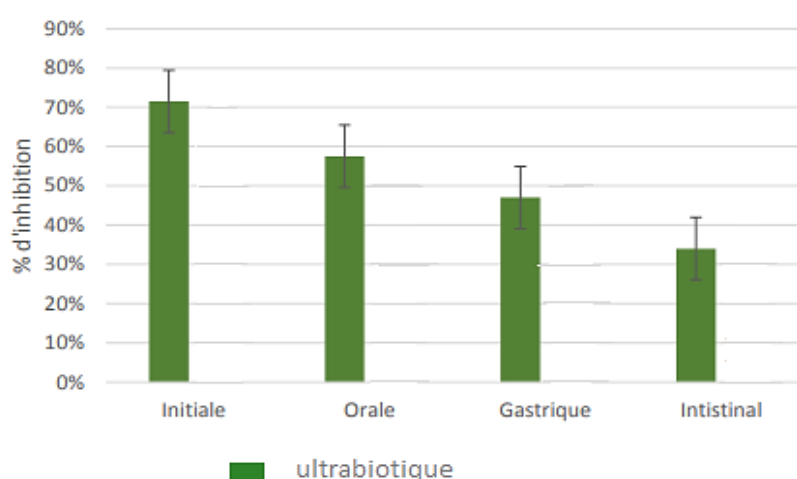


Figure 35. Effet de la digestion sur l'activité anti-inflammatoire de la combinaison

III.7. Effet de la digestion sur l'activité de piégeage d'H₂O₂ de l'association « l'armoise-souche » Les résultats de l'activité de piégeage d'H₂O₂ de la combinaison après la digestion buccogastro intestinale sont illustrés dans les figures ci-dessous.

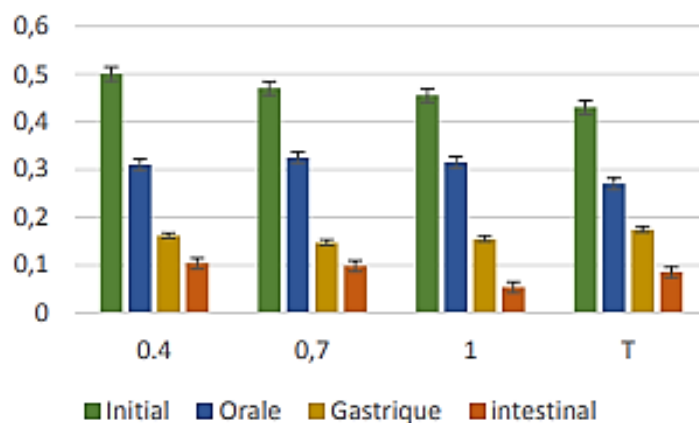


Figure 36. Effet de la digestion sur l'activité de piégeage de H₂O₂ de la combinaison

D'après les résultats obtenus, l'activité de piégeage d'H₂O₂ de la combinaison souche-infusion a diminuée pour atteindre 0.31 ± 0.002 , 0.1615 ± 0.001 , 0.1035 ± 0.004 avec 0.4% H₂O₂, 0.325 ± 0.001 , 0.147 ± 0.005 , 0.098 ± 0.007 avec 0.7% H₂O₂ et 0.315 ± 0.002 , 0.1545 ± 0.001 , 0.0535 ± 0.007 avec 1% H₂O₂ respectivement après les trois phases de digestion par rapport à celles du témoin qui étaient respectivement de 0.27 ± 0.0001 , 0.174 ± 0.0001 et 0.085 ± 0.0005 .

Conclusion

Le fait de combiner les préparations probiotiques et l'armoise en tant que symbiotiques permet d'améliorer leurs propriétés lors de leur passage dans le tractus intestinal. Dans ce but, nous cherchons à évaluer l'effet synergique de cette combinaison dans les mêmes circonstances.

Selon les résultats, il a été démontré que l'armoise contient une grande quantité de composés bioactifs tels que les polyphénols totaux et les flavonoïdes, et qu'elle a de bonnes activités biologiques. De plus, la souche ultrabiotique présente de bonnes propriétés probiotiques, telles qu'une tolérance au pH gastrique, une résistance aux sels biliaires (0.3%), une bonne hydrophobicité, une activité d'agrégation et de co-agrégation, ainsi qu'un pouvoir d'adhésion aux cellules épithéliales avant d'être digérée. De plus, leur efficacité antioxydante (capacité à capturer les radicaux libres 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH)) a été démontrée tant avant qu'après la digestion. De fait, l'association des probiotiques avec une infusion et leur introduction dans un liquide simulant la digestion a démontré une survie efficace des souches d'ultrabiotiques, avec une diminution des composés impliqués.

Selon notre étude, l'association des probiotiques avec l'armoise a été confirmée comme un moyen polyvalent pour préserver les souches probiotiques contre les troubles gastro-intestinaux et accroître leurs activités antioxydantes et anti-inflammatoires dans les mêmes conditions.

Les conclusions de notre étude offrent de nouvelles perspectives, nous suggérons :

- Élaborer des méthodes pour préserver les souches et l'armoise dans le système digestif (encapsulation).
- Un test in vivo pour évaluer la survie et la viabilité de cette combinaison de souches, ainsi que leur profil antioxydant et anti-inflammatoire.
- La création d'aliments fonctionnels tels que l'utilisation de l'armoise en infusion avec des probiotiques pour combattre les maladies.

Références Bibliographiques

1. Akan, E., Yerlikaya, O., Bayram, O. Y., & Kinik, O. (2022). Viability of Probiotics, Rheological and the Sensorial Properties of Probiotic Yogurts Fortified with Aqueous Extracts of Some Plants. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 94 (3),1678-2690
2. Anandharaj, M., Sivasankari, B., Santhanakaruppu, R., Manimaran, M., Rani, R. P., & Sivakumar, S. (2015).Determining the probiotic potential of cholesterol-reducing *Lactobacillus Références 79* and *Weissella* strains isolated from gherkins (fermented cucumber) and south Indian fermented koozh. *Research in Microbiology*, 166(5), 428-439
3. Azwanida, N.N. (2015). Une revue sur les méthodes d'extraction utilisées dans les plantes médicinales, principe, force et limitation. *Med Aromat Plants*, 4 (196), 2167-0412.
4. Barros, R. G. C., Pereira, U. C., Andrade, J. K. S., de Oliveira, C. S., Vasconcelos, S. V., & Narain, N. (2020). In vitro gastrointestinal digestion and probiotics fermentation impact on bioaccessibility of phenolics compounds and antioxidant capacity of some native and exotic fruit residues with potential antidiabetic effects. *Food Research International*, 136, 109614.
5. Bah, A., Ferjani, R., Fhoula, I., Gharbi, Y., Najjari, A., Boudabous, A., & Ouzari, H. I. (2019). Microbial community dynamic in tomato fruit during spontaneous fermentation and biotechnological characterization of indigenous lactic acid bacteria. *Annals of Microbiology*, 69(1), 41-49
6. Benhamada, N., Idoui, T. (2020). Traditional fermented wheat: nutritional quality and sensory evaluation of bread produced from composite fermented wheat flour. *Carpathian Journal of Food Science and Technology*, 12(2), 37-46.
7. Bouyahya, A., Dakka, N., Et-Touys, A., Abrini, J., Bakri, Y. (2017). Medicinal plant products targeting quorum sensing for combating bacterial infections. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, 10(8), 729-743.
8. Brown, N., John, J. A., & Shahidi, F. (2019). Polyphenol composition and antioxidant potential of mint leaves. *Food Production, Processing and Nutrition*, 1, 1-14
9. Cristofori, F., Dargenio, V. N., Dargenio, C., Miniello, V. L., Barone, M., Francavilla, R. (2021). Anti-inflammatory and immunomodulatory effects of probiotics in gut inflammation: a door to the body. *Frontiers in Immunology*, 12, 578386.
10. Chen, Y., Fu, ZF, Tu, ZC, Wang, H., Zhang, L., Xie, X. et Liu, G. (2017). Influence de la digestion gastro-intestinale in vitro sur la biodisponibilité et l'activité antioxydante des

polyphénols des feuilles d'*Ipomoea batatas*. *Journal international des sciences et technologies alimentaires* , 52 (5), 1131-1137

11. Catalkaya, G., Venema, K., Lucini, L., Rocchetti, G., Delmas, D., Daglia, M., ... & Capanoglu, E. (2020). Interaction des polyphénols alimentaires et du microbiote intestinal : métabolisme microbien des polyphénols, influence sur le microbiote intestinal et implications sur la santé de l'hôte. *Frontières alimentaires* , 1 (2), 109-133.

12. Cruz Rodrigues, V.C., Silva, L.G.S., Simabuco, F.M., Venema, K., Antunes, A.E.C. (2019). Survie, statut métabolique et morphologie cellulaire des probiotiques dans les produits laitiers et les compléments alimentaires après digestion simulée. *Journal des Aliments Fonctionnels*, 55, 126-134.

13. Bellis, P., Sisto, A., Lavermicocca, P. (2021). Probiotic bacteria and plant-based matrices: An association with improved health-promoting features. *Journal of Functional Foods*, 87, 104821.

14. Melo Pereira, G. V., de Oliveira Coelho, B., Júnior, A. I. M., Thomaz-Soccol, V., Soccol, C. R. (2018). How to select a probiotic? A review and update of methods and criteria. *Biotechnology Advances*, 36(8), 2060-2076.

15. Feng, T., Wang, J. (2020). Oxidative stress tolerance and antioxidant capacity of lactic acid bacteria as probiotic: A systematic review. *Gut Microbes*, 12(1), 1801944.

16. Filipčev, B. (2020). The effects of aromatic plants and their extracts in food products. In *Feed additives* (279-294).

17. Fiocco, D., Longo, A., Arena, M. P., Russo, P., Spano, G., Capozzi, V. (2020). How probiotics face food stress: They get by with a little help. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 60(9), 1552-1580.

18. Jilani, H., Cilla, A., Barberá, R., & Hamdi, M. (2015). Biosorption of green and black tea polyphenols into *Saccharomyces cerevisiae* improves their bioaccessibility. *Journal of Functional Foods*, 17, 11-21.

19. Houas, N., Chafaa, S., Chafai, N., Ghedjati, S., Djenane, M., & Kitouni, S. (2022). Synthesis, characterization, DFT study and antioxidant activity of (2-hydroxynaphthalen1-yl) methyl 2-hydroxyphenyl amino phosphonic acid. *Journal of Molecular Structure*, 1247, 131322.

20. Gohil, P., Nanavati, B., Patel, K., Suthar, V., Joshi, M., Patil, D. B., & Joshi, C. G. (2023). Assessing the efficacy of probiotics in augmenting bovine reproductive health: an integrated in vitro, in silico, and in vivo study. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1137611.
21. Gül Dikme, T. (2023). Utilisation des plantes médicinales et aromatiques dans l'alimentation. *Eu Clin Anal Med*, 11(1):610
22. Kim, K. T., Kim, J. W., Kim, S. I., Kim, S., Nguyen, T. H., & Kang, C. H. (2021). Antioxidant and anti-inflammatory effect and probiotic properties of lactic acid bacteria isolated from canine and feline feces. *Microorganisms*, 9(9), 1971.
23. Kumari, A., Angmo, K., Monika, S., & Bhalla, T. C. (2018). Functional and technological application of probiotic *L. casei* PLA5 in fermented soymilk. *International Food Research Journal*, 25(5), 2164-2172.
24. Khairinisa, G., Mahargyani, W., & Agnia, G. (2022). Anti-Inflammatory Activity of the Peel Extract of Ambon Bananas (*Musa Paradisiaca* L.) Examined with the Human Red Blood Cell Membrane Stabilization Method. *KnE Medicine*, 216-223 .
25. Leyva-Porras, C., Saavedra-Leos, Z., Román-Aguirre, M., Arzate-Quintana, C., CastilloGonzález, A. R., González-Jáquez, A. I., Gómez-Loya, F. (2023). An Equilibrium State Diagram for Storage Stability and Conservation of Active Ingredients in a Functional Food Based on Polysaccharides Blends. *Polymers*, 15(2), 367.
26. Lippolis, T., Cofano, M., Caponio, G. R., De Nunzio, V., & Notarnicola, M. (2023). Bioaccessibility and bioavailability of diet polyphenols and their modulation of gut microbiota. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(4), 3813.
27. Li, Y., Kong, D., Fu, Y., Sussman, MR et Wu, H. (2020). L'effet des facteurs de développement et environnementaux sur les métabolites secondaires des plantes médicinales. *Physiologie et biochimie végétales* , 148 , 80-89.
28. Ma, T., Suzuki, Y. (2018). Dissect the mode of action of probiotics in affecting host-microbial interactions and immunity in food producing animals. *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 205, 35-48.
29. Markowiak, P., Śliżewska, K. (2017). Effects of probiotics, prebiotics, and synbiotics on human health. *Nutrients*, 9(9), 1021

30. Mahmoudi, R., Fakhri, O., Farhoodi, A., Kaboudari, A., Rahimi Pir Mahalleh, S. F., Tahapour, K., ... & Chegini, R. (2015). A review on probiotic dairy products as functional foods reported from Iran. *Int. J. Food Nutr. Saf*, 6(1), 2
31. Mishra, V., Shah, C., Mokashe, N., Chavan, R., Yadav, H., Prajapati, J. (2015). Probiotics as potential antioxidants: a systematic review. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 63(14), 3615-3626.
32. Milutinovi ´c M, Dimitrijevi ´c-Brankovi ´c Sand Rajili ´c-Stojanovi ´c M (2021) Plant Extracts Rich in Polyphenols as Potent Modulators in the Growth of Probiotic and Pathogenic Intestinal Microorganisms. *Front. Nutr.* 8:688843
33. Moradi, B., Moradi, B. (2019). The synergistic effect of probiotic bacteria and medicinal plants in Iran. *Health Biotechnology and Biopharma*, 3, 1-15.
34. Mulaw, G., Sisay Tessema, T., Muleta, D., & Tesfaye, A. (2019). In vitro evaluation of probiotic properties of lactic acid bacteria isolated from some traditionally fermented Ethiopian food products. *International journal of Microbiology*, 7179514, 11.
35. Omolere, A. B. M., & Alagbe, J. O. (2020). Probiotics and Medicinal Plants in Poultry Nutrition: A Review. *Int J Fam Med Prim Care*. 2020; 1 (4), 1020.
36. Pimentel, T. C., da Costa, W. K. A., Barão, C. E., Rosset, M., Magnani, M. (2021). Vegan probiotic products: A modern tendency or the newest challenge in functional foods. *Food Research International*, 140, 110033.
37. Rajam, R., & Subramanian, P. (2022). Encapsulation of probiotics: past, present and future. *Beni-Suef University Journal of Basic and Applied Sciences*, 11(1), 1-18.
38. Roobab, U., Batool, Z., Manzoor, M. F., Shabbir, M. A., Khan, M. R., Aadil, R. M. (2020). Sources, formulations, advanced delivery and health benefits of probiotics. *Current Opinion in Food Science*, 32, 17-28.
39. Rysavka, P.; Matouskova, P.; Hoova, J.; Marova, I. (2020). Effects of the Complex Food Matrices on Viability of Probiotic Cells During Model Digestion. 120015
40. Sampaio, K. B., de Albuquerque, T. M. R., Rodrigues, N. P. A., de Oliveira, M. E. G., de Souza, E. L. (2021). Selection of Lactic Acid Bacteria with In Vitro Probiotic-Related Characteristics from the Cactus *Pilosocereus gounellei* (A. Weber ex. K. Schum.) Bly. ex Rowl. *Foods*, 10(12), 2960

41. Sanchez Macarro, M., Ávila-Gandía, V., Pérez-Piñero, S., Cánovas, F., García-Muñoz, A. M., Abellán-Ruiz, M. S., López-Román, F. J. (2021). Antioxidant effect of a probiotic product on a model of oxidative stress induced by high-intensity and duration physical exercise. *Antioxidants*, 10(2), 323.
42. Safdar, M. N., BAIG, U. Y., RIAZ, M. M., MUMTAZ, A., JABBAR, S., UR-REHMAN, N., ... & YOUSAF, S. (2021). Extraction of polyphenols from different herbs for the development of functional date bars. *Food Science and Technology*, 42, 43521. 71. Shakila, K. (2022). Assessment of HRBC membrane stabilizing activity from flavonoids of *Asystasia gangetica*. *Journal of Stress Physiology & Biochemistry*, 18(4), 34-40.
43. Shokryazdan, P., Faseleh Jahromi, M., Liang, J. B., Ho, Y. W. (2017). Probiotics: from isolation to application. *Journal of the American College of Nutrition*, 36(8), 666-676. (Shokryazdan et al., 2017)
44. Siesto, G., Pietrafesa, R., Infantino, V., Thanh, C., Pappalardo, I., Romano, P., & Capece, A. (2022). In vitro study of probiotic, antioxidant and anti-inflammatory activities among indigenous *Saccharomyces cerevisiae* strains. *Foods*, 11(9), 1342
45. Soukhdev Swami Handa , Suman Preet Singh Khanouja, Gennaro Longo, Dev Dutt Rakesh.(2008). *Extraction Techniques for Medicinal and Aromatic Plants, Industrial Utilization of Medicinal and Aromatic Plants Earth, Environmental and Marine Sciences and Technologies, Trieste, Italy , ICS-UNIDO, AREA Science Park, Bldg. L2, Padriciano 99, 34012 .*
46. Sonia A. Socaci, Anca C. Fărcaș, Maria Tofană, Chapter 8 - Functional ingredients derived from aromatic plants, Editor(s): Panagiota Florou-Paneri, Efterpi Christaki, Ilias Giannenas, *Feed Additives, Academic Press, (2020),133-146*
47. Sousa, C., Leitão, A.J, Neves, BM, Judas, F., Cavaleiro, C., Mendes, A.F. (2020). La comparaison standardisée des monoterpènes dérivés du limonène identifie les déterminants structurels de l'activité anti-inflammatoire. *Rapports Scientifiques*, 10 (1), 1-
48. Tolun, A., & Altintas, Z. (2019). Medicinal properties and functional components of beverages. In *Functional and medicinal beverages* (pp. 235-284).
49. Tong, T., Li, J., Ko, D. O., Kim, B. S., Zhang, C., Ham, K. S., & Kang, S. G. (2014). In vitro antioxidant potential and inhibitory effect of seaweed on enzymes relevant for hyperglycemia. *Food Science and Biotechnology*, 23, 2037-2044.

50. Vincenzi, A., Goettert, M. I., de Souza, C. F. V. (2021). An evaluation of the effects of probiotics on tumoral necrosis factor (TNF- α) signaling and gene expression. *Cytokine Growth Factor Reviews*, 57, 27-38.
51. Wang, S., Gan, Z., Wang, B., Zhang, N., LI, K., & Yao, T. (2022). Effect of brewing conditions on polyphenols in the dark tea (*Camellia sinensis* L.) infusions: content, composition and antioxidant activities. *Food Science and Technology*, 42-36322.
52. Wang, Y., Wu, Y., Wang, Y., Xu, H., Mei, X., Yu, D., Li, W. (2017). Antioxidant properties of probiotic bacteria. *Nutrients*, 9(5), 521.
53. Zendeboodi, F., Khorshidian, N., Mortazavian, A. M., da Cruz, A. G. (2020). Probiotic: conceptualization from a new approach. *Current Opinion in Food Science*, 32, 103-123.
54. Zhang, W., Lai, S., Zhou, Z., Yang, J., Liu, H., Zhong, Z., ... & Peng, G. (2022). Screening and evaluation of lactic acid bacteria with probiotic potential from local Holstein raw milk. *Frontiers in Microbiology*, 13, 918774.

Résumé

L'objectif de notre travail était d'étudier la biodisponibilité des composés bioactifs présents dans l'infusion de l'armoise, ainsi que d'évaluer son activité antioxydante et anti-inflammatoire dans des conditions simulées de digestion. De plus, nous avons déterminé quelques aptitudes probiotiques de la souche d'ultrabiotique, ainsi que leur survie et leurs activités antioxydantes et anti-inflammatoires avant et après la digestion. Enfin, nous avons évalué l'effet de la combinaison bactérie-infusion sur la biodisponibilité des composés bioactifs de l'armoise, ainsi que sur la survie de souche et les activités antioxydantes et anti-inflammatoires pendant la digestion bucco-gastro-intestinale.

Les résultats ont montré que la combinaison bactérie-infusion a augmenté le taux de survie des souches probiotiques, et amélioré les activités antioxydantes et anti-inflammatoires de la souche et de l'armoise à la fois. Cependant, nous notons une diminution de la biodisponibilité des composés phénoliques lors de leur passage à travers les différents étages digestifs.

Mots clés : l'armoise, ultrabiotique, composés bioactifs, digestion, survie, activités biologiques.

Abstract

The aim of this study was to analyze the bioavailability of bioactive compounds present in artemisia infusion and to evaluate its antioxidant and anti-inflammatory properties under simulated digestion conditions. We also examined some probiotic characteristics of an ultra-biotic strain, along with its survival and biological activities before and after digestion.

The results indicate that the combination of artemisia infusion and probiotic strains enhances the survival of probiotics and boosts their antioxidant and anti-inflammatory activities. However, a decrease in the bioavailability of phenolic compounds was observed as they passed through the different stages of the digestive process.

Keywords: artemisia, ultra-biotic, bioactive compounds, digestion, survival, biological activities.

المخلص

كان هدف هذه الدراسة هو تحليل التوافر الحيوي للمركبات النشطة بيولوجيًا الموجودة في نفع الأرمويصة، وتقييم خصائصها المضادة للأكسدة والمضادة للالتهابات في ظروف الهضم المحاكاة. كما قمنا بدراسة بعض الخصائص البروبيوتية لسلسلة من "الألترا بيوتيك"، بالإضافة إلى بقائها ونشاطاتها البيولوجية قبل وبعد الهضم.

تشير النتائج إلى أن الجمع بين نفع الأرمويصة والسلالات البروبيوتية يعزز من بقاء البروبيوتيك ويقوي نشاطاتها المضادة للأكسدة والمضادة للالتهابات. ومع ذلك، لوحظ انخفاض في التوافر الحيوي للمركبات الفينولية أثناء مرورها عبر المراحل المختلفة لعملية الهضم.

الأرمويصة، الألترا بيوتيك، المركبات النشطة بيولوجيًا، الهضم، البقاء، الأنشطة البيولوجية: **الكلمات المفتاحية**