

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE  
UNIVERSITÉ AKLI MOHAND OULHADJ – BOUIRA

FACULTÉ DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET DES SCIENCES DE LA TERRE

DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE



Réf : ...../UAMOB/FSNVST/2023

## MEMOIRE DE FIN D'ETUDES

EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME MASTER

Domaine : SNV      Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biochimie Appliquée

Présenté par :

*MENGUELLATI Sabrina & OUKACI Fariza*

**Thème**

**Evaluation des activités biologiques des feuilles et du latex de figuier *Ficus carica* L.**

Soutenu le : 04/07/2023

Devant le jury composé de :

<i>Nom et Prénom</i>	<i>Grade</i>		
ARAB Amar	MCA	Univ. de Bouira	Président
DAHMOUNE Farid	Professeur	Univ. de Bouira	Promoteur
MOUSSA Hamza	Doctorant	Univ. de Bouira	Co-Promoteur
BOUTELDJA Razika	MCA	Univ. de Bouira	Examinatrice

Année Universitaire : 2022/2023



# *Remerciement*



*Tout d'abord Nous remercions DIEU le tout puissant de nous avoir donné le courage et la Volonté de terminer ce travail.*

*al-Hamdu li allâh*

*En préambule, nous voulons adresser tous nos remerciements aux personnes avec lesquelles on a pu échanger et qui nous ont aidés pour la rédaction de ce mémoire. Au terme de ce travail, nous tenons à exprimer nos profondes gratitudes à notre promoteur M. Dahmoune Farid et Co-promoteur Moussa Hamza pour leurs suivis, leurs énormes soutiens, le temps qu'ils nous ont consacré, on les remercie de nous avoir encadrés, orientés, aidés et conseillés.*

*Je tiens à exprimer ma profonde reconnaissance envers les membres du jury pour leur engagement, leur dévouement et leur contribution inestimable en tant que membres de ce comité.*

*Nous tenons à remercier l'ensemble du personnel de laboratoire de biochimie du département de biologie de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre, Université de Bouira , pour leur patience, leurs conseils pleins de sens et pour le suivi et l'intérêt qu'ils ont portés à notre travail. Nous adressons nos sincères remerciements à tous les professeurs, intervenants et toutes les personnes qui par leurs paroles, leurs écrits, leurs conseils et leurs critiques ont guidé nos réflexions et ont accepté de me rencontrer et de répondre à mes questions durant mes recherches. Enfin, dans l'impossibilité de citer tous les noms, nos sincères remerciements vont à tous ceux et celles, qui de près ou de loin, ont permis par leurs conseils et leurs compétences la réalisation de ce mémoire*

# *Dédicaces*



*Toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut, tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, le respect, la reconnaissance,*

*Aussi tous simplement que je dédie ce travail*

***A ma chère famille :***

***À mon père, M. Boualem, l'homme respectueux et dévoué qui m'a comblé de ses bienfaits et m'a inculqué les principes moraux et mondains d'une vie équilibré, Ton honnêteté, ton ardeur dans le travail, et tes grandes qualités humaines font de toi un exemple à suivre.***

***À ma mère, s. Melkhir, aucune parole ne peut être dite à sa juste valeur pour exprimer mon amour, mon attachement à toi, tu m'as toujours donné de la force, de l'énergie, de l'amour, sachant que tout ce que je pourrais faire ou dire ne pourrait égaler ce que tu m'as donné et fait pour moi. Que se travail soit l'exaucement de tes vœux et les fruits de vos innombrables sacrifices consentis pour mes études et mon éducation. C'est votre réussite avant d'être la mienne, puisse dieu le puissant vous protéger et vous accorder la santé le bonheur et une longue vie.***

***À ma sœur, M.Meriem tu as été toujours la source de force, de joie et de tendresse, pour tout le soutien moral et physique que tu m'as contribué pour la réalisation de ce travail. Sans oublier mon frère M.MOHAMED À mes chers grands-parents, qui ont été toujours la source de tendresse, d'affection. Puisse le seigneur tout puissant vous procurer longue vie, santé et bonheur.***

***A mes chers amis : Fairouz, Fariza et Ouezna, elles m'ont toujours aidé pour affronter tous ce chemin. Je dédie ce travail à vous car vous étiez et vous avez resté toujours des vraies amies à qui je peux compter.***

***A mes chers professeurs : Je m'adresse mes vifs remerciements aux professeurs qui ont été déployé tous leurs efforts pour nous éduquer et surtout pour nous préparer à affronter la vie professionnelle.***

*Menguellati Sabrina*

# Dédicaces



*C'est en ton nom le tout puissant, le glorieux qui m'a donné immensément, qui m'a accordé la patience et la force pour que je puisse terminer ce travail celui qui facilite les actions dignes et vertueuses*

*Les louanges Lui appartiennent*

*al-Hamdu li allâh*

*Je dédie ce travail avec révérence et humilité,*

***A mon héros mon modèle, mon chère papa O.Arezki,** le symbole d'amour, de dévouement intarissable et inextinguible, rien ne suffira pour contenir mon amour.*

***A ma jolie maman, D.Farida,** laquelle j'admire sa bonté, son élégance et son grand cœur, merci infiniment.*

***A ma sœur, Lydia,** je suis éternellement consciente et considérant de notre rapport vous m'avez été l'amie qui m'a accompagné ces années, mes attaches que je ne pourrais jamais m'échapper.*

***A mes frères, Sofiane, Lyes** ton enthousiasme et ta conviction crépusculaire m'inspire, je suis a jamais reconnaissante pour ta présence et ton soutien.*

***A une personne très chère à mon cœur, Ch.Mohamed,** Je ne saurais exprimer ma profonde reconnaissance pour le soutien continu dont tu as toujours fait preuve. Tu m'as toujours encouragé, incité à faire de mon mieux. Je te dédie ce travail avec mes vœux de réussite, de prospérité et de bonheur.*

***A ma belle-sœur Sabrina,** je t'adore et t'e remercie ma chère pour ton affabilité, ton empathie, et ton âme généreux, t'es un rayon étincelant dans ma vie.*

***A mes amis:** mes marraines angéliques, vous avez sculptez ce que je suis, vos traces m'engravent et me talonnent.*

***A mes chers professeurs :** Je m'adresse mes vifs remerciements aux professeurs qui ont été déployé tous leurs efforts pour nous.*

**Oukaci Fariza**

## Table des matières

Liste des figures .....	7
Liste des tableaux .....	9
Introduction .....	1

### Partie I : Etat de l'art

1 Généralité sur le figuier.....	4
1.1 Historique .....	4
1.2 La taxonomie.....	4
1.3 Description botanique.....	5
1.4 Composants bioactifs de figuier .....	6
1.5 Production des figues .....	7
1.5.1 Production mondiale.....	7
1.5.2 Production algérienne.....	8
2 Les activités biologiques du figuier .....	8
2.1 Activité antioxydante .....	8
2.2 Activité antibactérienne et activité antifongique.....	9
2.3 Activité antidiabétique .....	9
3 Généralités sur les métabolites secondaires majeurs des plantes médicinales.....	10
3.1 Composés phénoliques.....	10
3.2 Les flavonoïdes.....	10
3.3 Les tanins.....	12
3.4 Les coumarines.....	12
3.5 Les alcaloïdes .....	13
3.6 Les terpènes.....	13
4 Les Méthodes d'extraction des métabolites secondaire.....	13
4.1 Macération.....	14
4.2 Extraction assistée par ultrasons.....	14
4.2.1 Les Paramètres qui influencent sur la cavitation .....	15

### Partie II : Matériel et Méthodes

5.1 Matériel végétale .....	18
5.1.1 Extraction par macération.....	19
5.1.2 Extraction assistée par ultrasons (EAU).....	19
5.2 Dosage de poly phénol totaux .....	20

## Table des Matières

---

5.3	Dosage des flavonoïdes totaux .....	20
5.4	Evaluation de l'activité antioxydant in vitro les feuilles et latex de <i>Ficus carica</i> L. ....	21
5.4.1	Test de piégeage de radical DPPH .....	21
5.4.2	Test de décoloration de l'ABTS par les antioxydants de <i>Ficus carica</i> L.....	22
5.4.3	Test de réduction du Fer.....	23
<b>Partie III : Résultats et Discussion</b>		
6.1	Analyses phytochimiques.....	26
6.2	Le rendement.....	26
6.3	Les teneurs en polyphénols totaux .....	27
6.4	Les teneurs en flavonoïdes totaux .....	28
6.5	Evaluation de l'activité antioxydante in vitro des extraits éthanoliques de <i>Ficus carica</i> L..	30
6.5.1	Le radical libre diphényle-picryl-hydrazyle (DPPH) .....	30
6.5.2	Test d'ABTS (L'acide 2,2'-azino-bis (3-éthylbenzothiazoline-6-sulphonique).....	32
6.5.3	Pouvoir réducteur au ferricyanure de potassium des extraits étudiée PARF.....	34
6.6	Discussion des résultats d'activité antioxydante in vitro.....	36
Conclusion.....		39
Références Bibliographiques.....		42
Annexes.....		48

### Liste des figures

**Figure 1:** Les différentes parties du figuier (*F. carica* L).

**Figure 2:** Structure de base des composés phénoliques.

**Figure 3:** Structure générale des flavonoïdes.

**Figure 4:** Structure chimique des coumarines.

**Figure 5:** Structure de quelques alcaloïdes.

**Figure 6:** Schéma récapitulatif des protocoles expérimentaux : synthèse visuelle des étapes et des variables clés.

**Figure 7:** Cartographie de la région de récolte des feuilles et du latex du figuier : visualisation géographique des emplacements.

**Figure 8:** Aspect des feuilles de figuier : A : séchées à l'air libre, B: la poudre.

**Figure 9:** Mécanisme réactionnel intervenant lors du test DPPH<sup>•</sup> entre l'espèce radicalaire DPPH<sup>•</sup> et un antioxydant (AH).

**Figure 10:** Réaction de l'ABTS<sup>•</sup> avec des composés antioxydants

**Figure 11:** Réaction de réduction du fer ferrique Fe<sup>3+</sup> en fer ferreux Fe<sup>2+</sup> par technique de FRAP.

**Figure 12:** Comparaison du rendement d'extraction des feuilles et du latex de *F. carica* L. par les méthodes d'UAE et de macération.

**Figure 13:** Comparaison des teneurs en polyphénols totaux des feuilles et du latex de *F. carica* L. obtenues par macération et extraction assistée par ultrasons (UAE)

**Figure 14:** Comparaison des teneurs en flavonoïdes totaux des feuilles et du latex de *F. carica* L. obtenues par macération et extraction assistée par ultrasons (UAE)

**Figure 15:** Représentation graphique le pourcentage d'inhibition radicalaire DPPH des extraits des feuilles.

**Figure 16:** Représentation graphique le pourcentage d'inhibition radicalaire DPPH des extraits de latex.

## Liste des figures

---

**Figure 17:** Représentation graphique le pourcentage d'inhibition radicalaire des extraits des feuilles.

**Figure 18:** Représentation graphique le pourcentage d'inhibition radicalaire des extraits du latex.

**Figure 19:** Représentation graphique le pouvoir réducteur des extraits feuille de *Ficus carica* L.

**Figure 20 :** Représentation graphique le pouvoir réducteur des extraits de latex de *Ficus carica* L.

### Liste des tableaux

**Tableau 1** : La production mondiale du figuier.

**Tableau 2** : Les principales classes de composés phénoliques.

**Tableau 3** : Structures chimiques et le rôle d'un tanin hydrolysable et d'un tanin condensé.



# *Introduction*

### Introduction

L'utilisation des plantes médicinales pour leurs bénéfices thérapeutiques suscite un intérêt croissant à l'échelle mondiale, en tant que compléments et alternatives thérapeutiques (Dest et al., 2020). Ces végétaux sont perçus comme une source primordiale de matières premières, permettant la découverte de nouvelles molécules essentielles pour le développement de médicaments à venir.

Selon l'Organisation mondiale de la santé, 80 % de la population mondiale a recours à la médecine traditionnelle, principalement dans les zones rurales, en raison de sa proximité, de son accessibilité et de son coût abordable, ainsi que du manque d'accès à la médecine moderne (Shaikh & Hatcher, 2005). De plus, il a été constaté que les principes actifs des plantes médicinales sont souvent associés à leurs métabolites secondaires, qui sont largement utilisés en thérapeutique pour leurs propriétés préventives anti-inflammatoires, antimicrobiennes, antiseptiques, diurétiques et antioxydantes, offrant une protection contre le stress oxydatif (Ouelbani et al., 2016).

L'Algérie fait partie des pays du bassin méditerranéen réputés pour la richesse et la diversité de leur flore à des fins médicinales. On recense environ 146 espèces utilisées à des fins thérapeutiques parmi les milliers d'espèces végétales présentes dans notre pays. Dans ce contexte, la flore méditerranéenne se distingue par sa diversité et son abondance en plantes médicinales (Ara et al., 2020). Parmi celles-ci, on retrouve le *Ficus carica* L., appartenant à la famille des Moraceae.

Pour cela, la sélection de cette plante comme sujet de travail est justifiée par le fait qu'elle est parmi les plantes médicinales les plus populaires utilisées dans le monde entier. Cette plante est très intéressante dans le domaine de la médecine traditionnelle indigène pour traiter différents troubles telles que les maladies cardiovasculaires et le cancer (Ergül et al., 2018), et leur richesse en polyphénols et flavonoïdes connus pour leurs activités biologiques diverses, aussi elle est surtout reconnue en thérapeutique traditionnelle pour leurs propriétés remarquables (antioxydants, anti-inflammatoire, anticancéreuse) (Ouelbani et al., 2016).

À cet effet, notre travail de recherche s'inscrit dans le cadre d'une étude phytochimique dont l'objectif principal est d'évaluer l'activité antioxydante des extraits

éthanoliques des feuilles et du latex du *Ficus carica* L(Bouyahya et al., 2016). Notre travail actuel est divisé en trois parties distinctes :

La première partie comprend une analyse bibliographique qui se compose de trois chapitres.

- ✓ Le premier chapitre présente des informations générales sur la plante étudiée et ses activités biologiques.
- ✓ Le deuxième chapitre aborde les métabolites secondaires majeurs des plantes médicinales.
- ✓ Le troisième chapitre approfondit l'étude des différentes méthodes d'extraction, en analysant en détail leurs principes, leurs avantages et leurs limites.

La deuxième partie expose la méthodologie suivie et les détails expérimentaux, notamment:

- ✓ Une analyse quantitative des polyphénols totaux et des flavonoïdes.
- ✓ Une évaluation de l'activité antioxydante des extraits de la plante en utilisant les méthodes suivantes : le radical DPPH, l'ABTS et le pouvoir réducteur.

Le troisième chapitre présente les principaux résultats obtenus et leur discussion. Enfin, nous concluons par une synthèse générale des conclusions.



*Partie I: L'état de l'art*

## 1 Généralité sur le figuier

### 1.1 Historique

Le figuier (*Ficus carica*L.) a une histoire millénaire qui remonte à l'Antiquité. Originaire de la région méditerranéenne ou du Moyen-Orient, il a été cultivé et domestiqué par différentes civilisations anciennes, telles que les Égyptiens, les Grecs et les Romains. Considéré comme un symbole de fertilité et de prospérité, le figuier occupait une place importante dans la vie quotidienne de ces cultures. Au fil des siècles, il s'est propagé à travers les échanges commerciaux et la colonisation, s'adaptant à de nouvelles régions. Aujourd'hui, le figuier est cultivé dans de nombreux pays et ses délicieux fruits sucrés sont appréciés à la fois frais et séchés. Le figuier continue de fasciner par son rôle historique et son attrait dans les jardins et les cultures du monde entier(Kislev et al., 2006).

Alors que (*Ficus carica* L.) vient du mot "Ficus", qui signifie verrue, et le mot "carica" indique qu'il a peut-être d'abord existé dans une région de Turquie(Barolo et al., 2014).

### 1.2 La taxonomie

Le figuier (karma, Karmoss, El Bacoor) est un arbre fruitier du genre Fig de la famille des Moracées. Il est considéré comme un symbole du bassin méditerranéen, où il est cultivé depuis des milliers d'années(Badgujar et al., 2014).

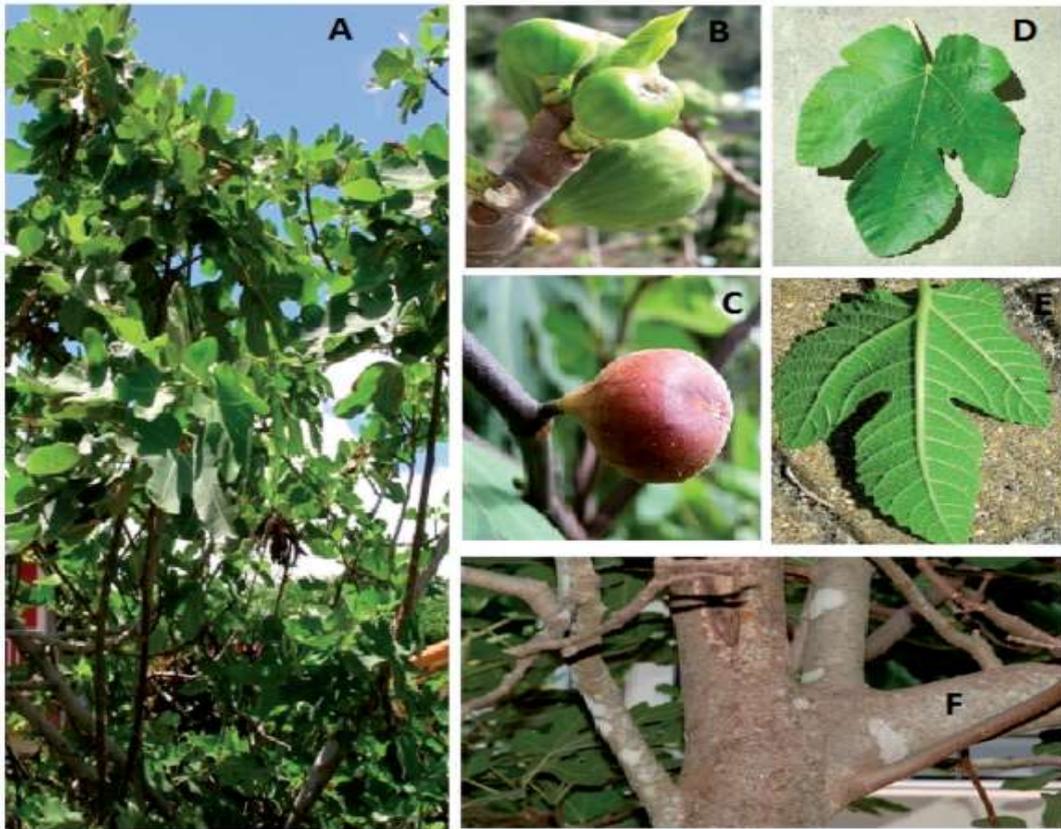
<b>Règne</b>	Végétale
<b>Embranchement</b>	Angiospermes
<b>Sous embranchement</b>	Dicotylédones
<b>Classe</b>	Magnoliopsida
<b>Sous classe</b>	Apétale
<b>Ordre</b>	Urticales
<b>Famille</b>	Moraceae
<b>Genre</b>	Ficus
<b>Espèce</b>	<i>Ficus carica</i> L.

### 1.3 Description botanique

*Ficus carica* L est généralement un arbre feuillu de 15 à 20 pieds de haut avec de nombreuses branches étalées et un tronc dépassant rarement 7 pieds de diamètre (Figure 01). Il existe en moyenne 850 espèces dans le genre *Ficus*. Les figuiers sont constitués de bourgeons terminaux. Cette dernière est constituée de deux stipules, correspondant à la dernière feuille. Dans ce bourgeon il y a 9 à 11 contours de feuilles et leurs stipules (Polat & Caliskan, 2008). De plus, l'inflorescence du figuier est très particulière. Les fleurs de la figue sont hors de vue et groupés à l'intérieur des fruits verts (Li et al., 2021). D'autre part, les feuilles de figuier sont caduques avec des veines palmées distinctes. Ils sont très polymorphes, jusqu'à 25 cm de large, avec des bords ondulés, et sont généralement à 5 lobes mais peuvent n'avoir que 4 ou 3 lobes. Le dessus est d'un vert foncé rugueux. Quant au-dessous, il a une texture vert clair très proéminente (Li et al., 2021). Une branche est constituée d'un ensemble de nœuds. Chaque nœud est un point d'insertion pour les feuilles et les bourgeons axillaires. Elles sont disposées en alternance et s'opposent rarement sur les branches, ce qui est une caractéristique des moracées (Li et al., 2021).

La partie comestible du figuier est couramment appelée fruit, bien qu'il s'agisse en réalité d'un synconium, c'est-à-dire d'un réceptacle charnu creux avec une petite ouverture au sommet partiellement fermée par de petites écailles (Polat & Caliskan, 2008). La figue se compose d'une peau externe pigmentée (verte pure, marron, pourpre ou noire), tandis que la face interne de la peau est blanche et contient de nombreux akènes attachés à la chair gélatineuse. On trouve en moyenne de 30 à 1600 akènes par fruit.

Le latex de figuier est une substance laiteuse et visqueuse produite par les figuiers (*Ficus carica* L). Il est extrait de l'écorce de l'arbre et possède diverses applications et propriétés intéressantes. Le latex de figuier contient des enzymes protéolytiques, principalement la ficine, qui ont des propriétés digestives et peuvent aider à la dégradation des protéines. C'est pourquoi le latex de figuier est souvent utilisé comme agent attendrissant dans l'industrie agroalimentaire pour améliorer la tendreté de la viande. De plus, le latex de figuier est également utilisé dans l'industrie pharmaceutique et cosmétique en raison de ses propriétés antimicrobiennes et anti-inflammatoires. Il peut être trouvé dans certains produits topiques pour aider à soulager les irritations cutanées et à favoriser la cicatrisation. Le latex de figuier est une substance précieuse qui offre une variété d'applications potentielles grâce à ses composés actifs (Barolo et al., 2014).



**Figure 1:** Les différentes parties du figuier (*F. carica L.*) (Badgujar et al., 2014).

#### 1.4 Composants bioactifs de figuier

Le figuier (*Ficus carica L*) renferme une gamme de composants actifs qui contribuent à ses propriétés bénéfiques pour la santé. Parmi ces composants, on retrouve notamment les fibres, telles que la pectine, qui favorisent la digestion et le bon fonctionnement du système intestinal. Les figues sont également riches en polyphénols, tels que les flavonoïdes, les anthocyanes et les tanins, qui agissent comme de puissants antioxydants, protégeant les cellules contre les dommages causés par les radicaux libres (Mawa et al., 2013).

Les feuilles et le latex du figuier présentent une composition et une valeur nutritive distinctes. Les feuilles de figuier sont riches en composés bioactifs tels que les fibres alimentaires, les polyphénols (flavonoïdes, tanins), les vitamines (C, K) et les minéraux (calcium, potassium, magnésium). Elles contiennent également des acides gras essentiels (Barolo et al., 2014). Ces éléments confèrent aux feuilles de figuier des propriétés antioxydantes, anti-inflammatoires et favorables à la santé digestive. Quant au latex de figuier, il est principalement composé d'enzymes protéolytiques telles que la ficine, qui

favorisent la digestion des protéines, ainsi que de composés phénoliques aux propriétés antioxydants, antimicrobiennes et anti-inflammatoires (Barolo et al., 2014).

En termes de valeur nutritive, les feuilles de figuier sont une source de nutriments essentiels, tandis que le latex de figuier est plus apprécié pour ses propriétés enzymatiques et ses composés bioactifs. Il convient de noter que ces éléments ne sont généralement pas consommés en grandes quantités, mais leurs bénéfices potentiels en font des ingrédients intéressants dans diverses applications, notamment en phytothérapie et en industrie alimentaire (Idrus et al., 2018).

## 1.5 Production des figues

### 1.5.1 Production mondiale

La production mondiale de figues dépasse 1 million de tonnes, dont plus de 90% sont récoltées près du bassin méditerranéen et sont bien adaptés aux conditions de sécheresse et aux températures élevées (Isa et al., 2020). La Turquie et l'Égypte sont les pays qui produisent le plus de *F.carica* et représentent 43% de la production mondiale, suivis par l'Algérie, le Maroc et l'Iran. La Turquie est le principal exportateur de *F.carica*, suivi par l'Autriche, l'Espagne, l'Italie et les Pays-Bas (McGovern, 2002), comme illustré dans le tableau 1.

**Tableau 1:** La production mondiale du figuier (McGovern, 2002).

Pays	Production en tonnes
<b>Turquie</b>	305450
<b>Algérie</b>	131798
<b>Iran</b>	70178
<b>Maroc</b>	59881
<b>Syrie</b>	43098
<b>Etats unis</b>	31600
<b>Brésil</b>	26910
<b>Espagne</b>	25224
<b>Tunisie</b>	22500

Il convient de noter que ces statistiques témoignent de l'importance économique et de la répartition géographique de la production de figues à l'échelle mondiale. Les régions

méditerranéennes, en raison de leurs conditions climatiques propices, jouent un rôle prédominant dans la culture et l'exportation de ce fruit succulent.

### 1.5.2 Production algérienne

L'Algérie est l'un des principaux producteurs mondiaux de figes, avec une production significative. Les régions côtières méditerranéennes et les zones semi-arides du pays offrent des conditions climatiques favorables à la culture du figuier. Les principales régions productrices en Algérie sont Béjaïa, Tizi Ouzou, Boumerdès, Skikda, Sétif et El Tarf. La production de figes se concentre sur des variétés locales traditionnelles ainsi que sur des variétés améliorées (Mahmoudi et al., 2018). La récolte a généralement lieu entre juin et septembre. Les figes algériennes sont appréciées pour leur qualité gustative et sont consommées fraîches ou transformées en produits dérivés. La production de figes joue un rôle économique important en offrant des sources de revenus et contribue à la gastronomie traditionnelle du pays. Des mesures sont prises pour soutenir le secteur et promouvoir l'exportation des figes algériennes (Kim et al., 2007).

## 2 Les activités biologiques du figuier

### 2.1 Activité antioxydante

Le *F.carica* L., communément appelé figuier, présente une activité antioxydante notable en raison de la présence de divers composés bioactifs dans ses différentes parties, notamment les feuilles et le latex.

Les feuilles de figuier présentent également une activité antioxydante significative. Elles contiennent des composés phénoliques, des flavonoïdes et d'autres antioxydants naturels. Des études ont montré que les extraits de feuilles de figuier peuvent protéger les cellules contre les dommages oxydatifs, réduire l'inflammation et avoir des effets bénéfiques sur la santé cardiovasculaire (Akhtar et al., 2019).

Le latex du figuier, également appelé latex de ficus, est une autre partie de la plante qui présente une activité antioxydante. Il contient des enzymes protéolytiques, notamment la ficine, qui possède des propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires. Ce dernier a été étudié pour son potentiel dans la prévention des dommages oxydatifs et des maladies associées (Shahinuzzaman et al., 2020).

## 2.2 Activité antibactérienne et activité antifongique

Le *F.carica* L., communément appelé figuier, présente des propriétés antibactériennes et antifongiques qui ont été étudiées et démontrées dans différentes recherches scientifiques. En ce qui concerne l'activité antibactérienne, plusieurs études ont rapporté que des extraits de différentes parties du figuier, tels que les feuilles et le latex, peuvent inhiber la croissance de diverses souches bactériennes pathogènes.

Les composés bioactifs présents dans le figuier, tels que les flavonoïdes, les tanins et les composés phénoliques, sont responsables de cette activité antibactérienne. Ces composés agissent en perturbant la membrane cellulaire des bactéries, en interférant avec leurs processus métaboliques ou en inhibant la formation de biofilms bactériens, ce qui limite leur croissance et leur survie.

En ce qui concerne l'activité antifongique, le figuier a également démontré des effets inhibiteurs contre différents champignons pathogènes. Les extraits de figuier ont été utilisés pour lutter contre des champignons responsables de diverses infections fongiques, notamment les dermatophytes, les *Candida* et les *Aspergillus*. Les mécanismes d'action antifongique peuvent inclure la perturbation de la membrane cellulaire fongique, l'inhibition de la croissance mycélienne et la suppression de la production de spores (Mawa et al., 2013).

## 2.3 Activité antidiabétique

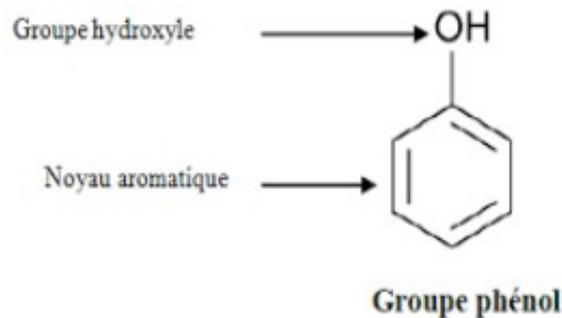
Le figuier (*F.carica* L.) a suscité un intérêt croissant en raison de son potentiel d'activité antidiabétique. Des études ont suggéré que certains composés présents dans le figuier, tels que les fibres alimentaires, les flavonoïdes et les composés phénoliques, pourraient contribuer à réguler la glycémie. Les fibres alimentaires du figuier peuvent retarder l'absorption des glucides et favoriser une libération plus lente d'insuline, ce qui aide à maintenir une glycémie stable. Les flavonoïdes et les composés phénoliques, quant à eux, peuvent améliorer la sensibilité à l'insuline et réguler le métabolisme du glucose. Bien que des études préliminaires aient montré des effets hypoglycémiantes du figuier chez les animaux et *in vitro*, des études cliniques sont nécessaires pour confirmer ces effets chez les humains. En tant que complément alimentaire naturel, le figuier peut être envisagé dans le cadre d'une alimentation équilibrée. Cependant, il est important de consulter un professionnel de la santé avant de l'utiliser pour la gestion du diabète (Pérez et al., 2003).

### 3 Généralités sur les métabolites secondaires majeurs des plantes médicinales

#### 3.1 Composés phénoliques

Les composés phénoliques représentent une classe de substances chimiques présentes dans de nombreux aliments d'origine végétale, y compris le figuier (*F. carica* L) (Mawa et al., 2013). Ils se caractérisent par la présence d'un ou plusieurs groupes phénoliques dans leur structure moléculaire. Les composés phénoliques englobent diverses sous-classes, notamment les flavonoïdes, les acides phénoliques, les tanins et les lignanes.

Les composés phénoliques sont connus pour leurs propriétés antioxydantes, qui aident à neutraliser les radicaux libres et à protéger les cellules contre les dommages oxydatifs. Ils jouent un rôle important dans la prévention des maladies liées au stress oxydatif, telles que les maladies cardiovasculaires, les maladies neurodégénératives et certains types de cancer (Rahmani & Aldebasi, 2017). Les polyphénols généraux sont présents dans les racines, les tiges, les fleurs, les feuilles et l'écorce de toutes les plantes.



**Figure 2:** Structure de base des composés phénoliques (Zillich et al., 2015).

#### 3.2 Les flavonoïdes

Les flavonoïdes sont largement reconnus comme des pigments végétaux présents quasiment partout. Ils jouent généralement un rôle dans la coloration des fleurs et des fruits, et parfois des feuilles (Badgujar et al., 2014). Naturellement, ils peuvent être trouvés dans toutes les parties des plantes supérieures sous forme d'hétérosides. Ces métabolites possèdent des propriétés antioxydantes puissantes, contribuant ainsi à la prévention de nombreuses affections telles que les maladies cardiovasculaires, cérébro-vasculaires et les cancers.

Tableau 2: Les principales classes de composés phénoliques(Macheix, 1996).

Nombre d'atome de carbone	Squelette de base	Classe	Exemple	Plante alimentaire (ex)
6	C <sub>6</sub>	Phénols simples	Catéchol	
7	C <sub>6</sub> -C <sub>1</sub>	A .Hydroxybenzolques	p-Hydroxybenzolque	Epices, fraise
9	C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub>	A.Hydroxycinnamiques Coumarines	acide Caféique Scopoline	Tomate, Pomme de terre Citrus
10	C <sub>6</sub> -C <sub>4</sub>	Naphthoquinones	Juglone	Noix
13	C <sub>6</sub> -C <sub>1</sub> -C <sub>6</sub>	Xanthones	Mangiférine	Mangue
15	C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> -C <sub>6</sub>	Flavonoïdes Isoflavonoïdes	Quercétol, cyanidol Daidzéine	Fruits, légumes Soja, pois
N	(C <sub>6</sub> -C <sub>3</sub> ) <sub>n</sub>	Lignines		Fruits à noyau
N	(C <sub>15</sub> ) <sub>n</sub>	Tannins		Raisin rouge, Kaki

Les flavonoïdes sont les principaux constituants des polyphénols ; plus de 5000 composés ont été identifiés. On les trouve largement dans presque toutes les plantes, en particulier les fruits et légumes(Barolo et al., 2014). Ils sont divisés en trois groupes : Les flavones, les flavonols et les chalcones, dihydrochalcone et aurones et les anthocyanes.

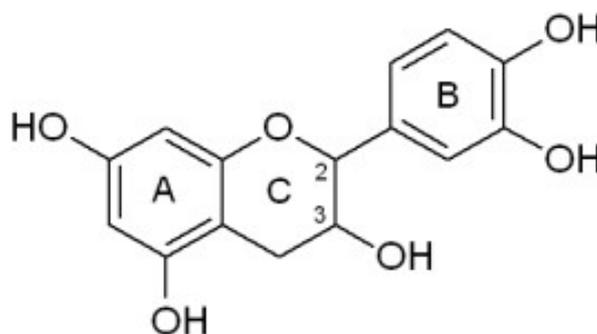


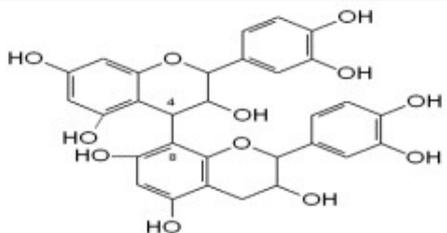
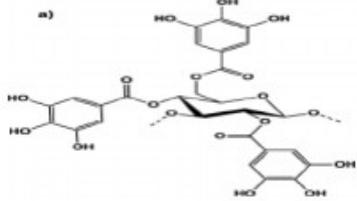
Figure 3: Structure générale des flavonoïdes(Barolo et al., 2014)

### 3.3 Les tanins

Les tanins sont des substances polyphénoliques de structures différentes, caractérisées par une astringence et présentes dans différentes parties des plantes (Zillich et al., 2015). La différence est : tanins hydrolysables et tanins condensés ou catéchiques :

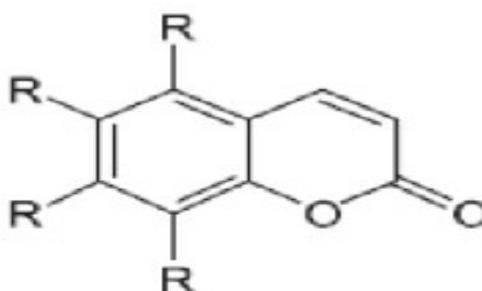
- Les tanins hydrolysables sont des polyesters de glucides et d'acides phénols.
- Les tanins condensés sont des polymères flavaniques constitués d'unités de flavan-3-ols liées entre elles par des liaisons carbone-carbone.

**Tableau 3.** Structures chimiques et le rôle d'un tanin hydrolysable et d'un tanin condensé (Zillich et al., 2015).

Composé	Structure chimique	Rôle
Tanins condensés		Activité antioxydant, antifongique, anti tumorale et antivirale
Tanins hydrolysable		Réparer les tissus endommagés, faciliter le transit intestinal

### 3.4 Les coumarines

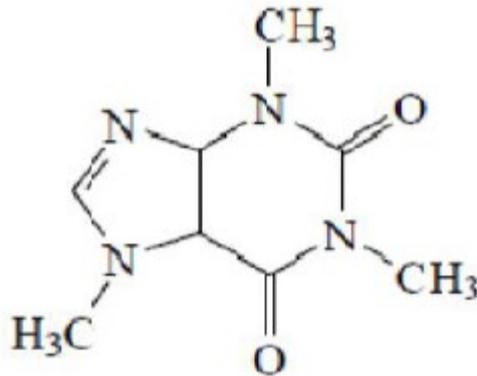
La coumarine est un dérivé phénolique non volatil à l'odeur agréable. Il existe des coumarines utilisées dans les épices et des coumarines très toxiques. Ce dernier prend (C<sub>6</sub>-C<sub>3</sub>) comme structure de base Dérivé de l'acide ortho-hydrocinnamiques avec des substituants aux positions C<sub>5</sub>, C<sub>6</sub>, C<sub>7</sub> et C<sub>8</sub> (Barolo et al., 2014).



**Figure 4:** Structure chimique des coumarines (Barolo et al., 2014)..

### 3.5 Les alcaloïdes

Les alcaloïdes sont des composés cycliques qui contiennent un ou plusieurs atomes d'azote. Ils représentent des principes actifs majeurs en pharmacologie et en médecine. Les alcaloïdes sont des molécules organiques hétérocycliques azotées dérivées des acides aminés ou de l'acide mévalonique, et leur synthèse implique différentes voies biosynthétiques.(Zillich et al., 2015).



**Figure 5:** Structure chimique de Caféine (Zillich et al., 2015).

### 3.6 Les terpènes

Les terpènes sont des molécules très instables et très sensibles dans le règne végétal. On les trouve dans tous les organes de la plante : fleurs, Feuilles, rhizomes, écorce et fruits ou graines. ces derniers sont des substances très lipophiles et insolubles dans l'eau(Barolo et al., 2014). les terpènes sont des composés de 5 atome de carbone à la formule générale (C<sub>5</sub>H<sub>8</sub>) ayant pour base un isoprène et selon le nombre d'entités isoprène qui sont intégrées dans leurs structures, les terpènes sont classées en sept classes : les hémiterpènes, les monoterpènes, les quiterpènes, les diterpènes, les triterpènes, les tétraterpènes et polyterpènes(Zillich et al., 2015).

## 4 Les Méthodes d'extraction des métabolites secondaire

L'extraction des métabolites secondaires, qu'elle soit conventionnelle ou non conventionnelle, vise à isoler et à purifier ces composés chimiques d'intérêt provenant d'organismes vivants. Les méthodes d'extraction conventionnelles comprennent la macération, l'infusion, la distillation et l'extraction par solvants(Deng et al., 2015). Ces techniques sont bien établies et largement utilisées, impliquant l'utilisation de solvants organiques tels que l'éthanol, le méthanol ou l'hexane pour extraire les métabolites des matières premières.

D'autre part, les méthodes d'extraction non conventionnelles se réfèrent à des approches plus innovantes. Par exemple, l'extraction assistée par ultrasons utilise des ondes sonores à haute fréquence pour faciliter la libération des métabolites des tissus(Dukić et al., 2017). L'extraction assistée par CO<sub>2</sub> supercritique utilise du dioxyde de carbone à l'état supercritique comme solvant pour extraire les métabolites de manière sélective. Des méthodes telles que l'extraction par fluide pressurisé (PFE) et l'extraction par micro-ondes (MAE) sont également considérées comme non conventionnelles(Azmir et al., 2013).

#### **4.1 Macération**

La macération est la méthode d'extraction solide-liquide la plus simple. Elle implique de mettre en contact le matériel végétal avec un solvant, avec ou sans agitation, à température ambiante ou à température élevée, pendant une durée déterminée(Casassa & Harbertson, 2014). Cette technique repose sur la solubilité des composés bioactifs dans un solvant d'extraction et est influencée par plusieurs facteurs, tels que la nature du matériel végétal, la concentration des solutés dans l'échantillon, la nature du solvant et la durée d'extraction, entre autres.

La macération débute par la sélection d'un solvant d'extraction approprié. Après une étape de diffusion du solvant à l'intérieur des cellules végétales, le processus se poursuit avec la solubilisation des composés bioactifs qui migrent de la matrice végétale vers le solvant environnant, jusqu'à atteindre l'équilibre de partage de concentration (Albuquerque et al., 2017).

#### **4.2 Extraction assistée par ultrasons**

L'extraction assistée par ultrasons est une technique qui utilise les ondes ultrasonores. Les ondes ultrasonores sont des ondes mécaniques à une fréquence supérieure au seuil de l'audition humaine 16 KHz. Les ultrasons peuvent se propager dans les liquides, les solides et les gaz (Esclapez et al., 2011).Le milieu de propagation de ces derniers est soumis à une succession de compression et de décompressions. Ces deux phases provoquent la formation des bulles. Les ultrasons entraînent des modifications de la température ainsi la pression à l'intérieur des bulles au moment où la dimension critique est atteinte les bulles implosent. Ce processus est appelé; cavitation(Mason et al., 1996).

Ce processus est appliqué dans l'extraction des substances photochimiques. Il peut être décrit en quatre étapes ; dans la première étape, la génération des bulles de cavitations près de

la surface de la matrice végétale lors de l'application d'ondes ultrasonores. Dans la deuxième étape, les bulles sont effondrées en libérant des microjets avec pression et température vers la surface. Dans la troisième étape, la rupture de la surface de matrice et l'établissement d'un contact direct entre les composants actifs à l'intérieur de la cellule et le solvant. Dans la quatrième étape, la libération des composants actifs dans le milieu liquide (Panja, 2018).

#### **4.2.1 Les Paramètres qui influencent sur la cavitation**

Pour cette technique d'extraction, il est nécessaire de prendre en considération l'influence de certains paramètres tels que, le solvant, la température et le temps d'extraction. La sélection du solvant est d'une grande importance pour l'extraction des molécules d'intérêt. Le solvant doit présenter deux caractéristiques essentielles : une forte affinité pour les molécules ciblées et une grande capacité de dissolution (Chemat et al., 2017). Le choix du solvant est déterminé par la solubilité des métabolites cibles, ainsi que par des paramètres physiques tels que la viscosité, la tension interfaciale et la tension de vapeur (Chemat et al., 2017). Il est préférable d'utiliser des solvants ininflammables, non toxiques et non explosifs chaque fois que possible (Yilmaz & Toledo, 2006).

Pour dissoudre les composés phénoliques antioxydants polaires, l'eau est souvent utilisée comme solvant d'extraction à partir de sources végétales en raison de sa polarité élevée. En revanche, pour les antioxydants moins polaires, des solvants plus hydrophobes sont utilisés. Le méthanol, l'éthanol, le propanol, l'acétone, l'acétate d'éthyle, ainsi que leurs mélanges avec l'eau, sont couramment utilisés pour extraire les composés phénoliques (Penchev et al., 2010).

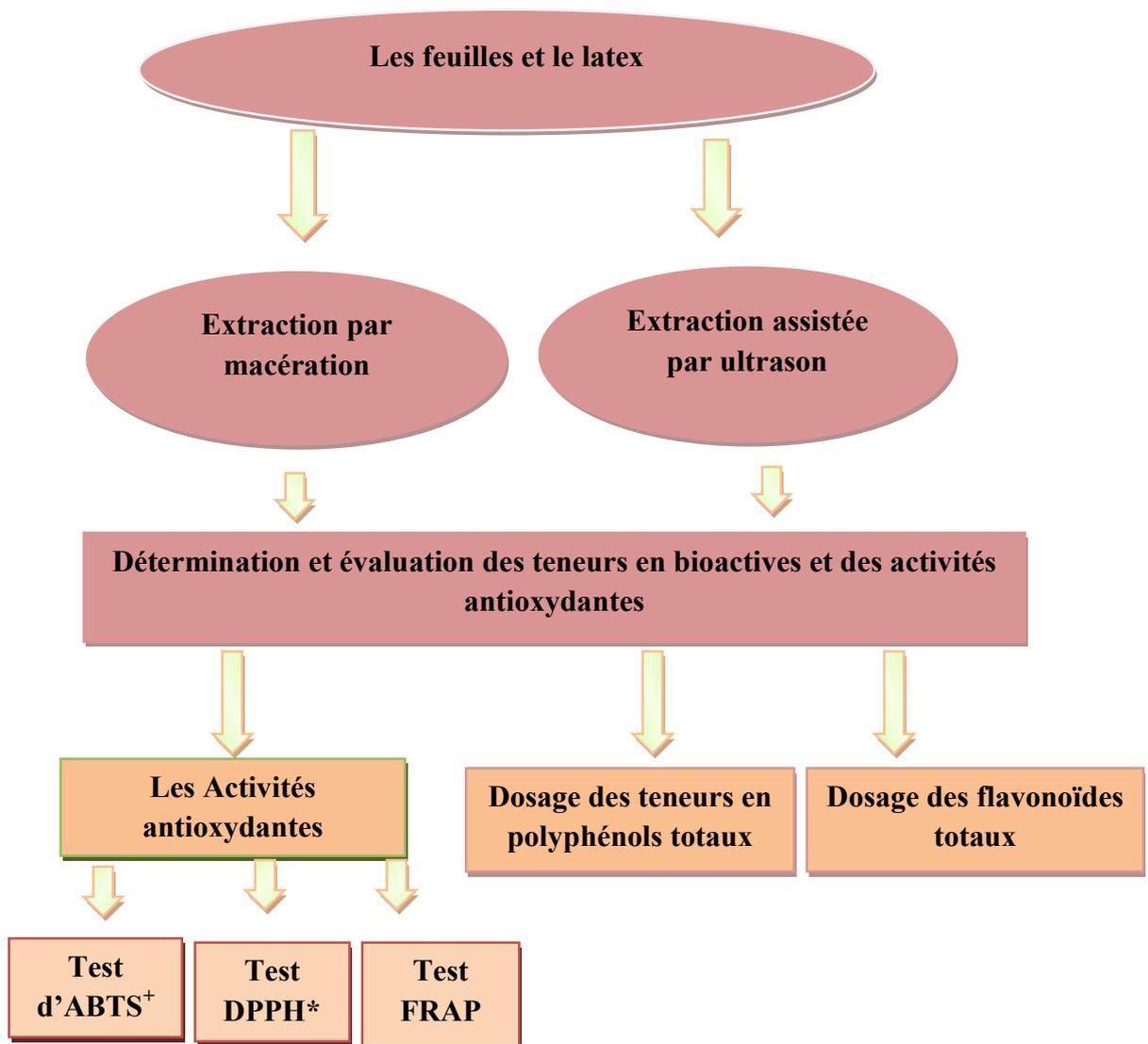
La température joue un rôle crucial dans les propriétés du solvant. L'élévation de la température a plusieurs effets : la diminution de la solubilité et de la diffusivité dans la solution, ainsi que la réduction de la viscosité. Elle entraîne également une diminution de l'énergie de cavitation due à la réduction de la tension superficielle et à l'augmentation de la pression de vapeur. De plus, la température peut avoir un impact sur la stabilité de certains composés phénoliques (Fischer et al., 2013). Il est donc crucial de choisir une température d'extraction appropriée en fonction du composé cible et de la contrôler afin de prévenir la dégradation des composés thermolabiles (Wen et al., 2018). Ce paramètre est étroitement lié à la cinétique d'extraction. La connaissance de cette dernière permet de mettre fin à l'extraction lorsque le rendement souhaité est atteint et d'éviter de poursuivre l'opération au-delà (Wen et al., 2018).



*Partie I. I. Matériels et Méthodes*

## 5 Matériel et méthodes

La partie expérimentale de notre étude a été réalisée au sein du laboratoire de biochimie du département de biologie de la faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre, Université de Bouira. Elle s'est déroulée entre Avril et mai 2023. Ce présent travail a pour but d'étudier l'activité biologique des feuilles et latex de *F.carica* L. Le protocole de notre expérience est schématisé dans la figure suivante

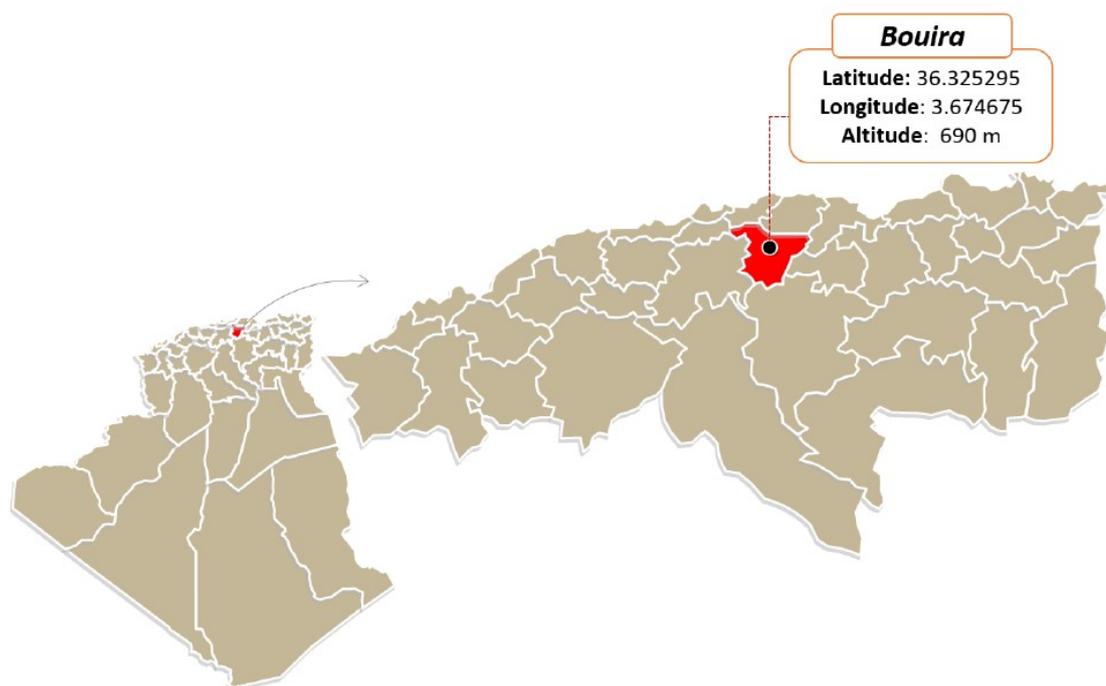


**Figure 6:** Schéma récapitulatif des protocoles expérimentaux : synthèse visuelle des étapes et des variables clés.

### 5.1 Matériel végétale

Les feuilles et le latex de *F.carica* L. ont été recueillis à TAGHZOUT, wilaya de Bouira en Avril 2023. La récolte a été durant la période de floraison, dans son habitat naturel. La situation géographique de la région de la récolte est tracée dans la carte géographique ci-dessous.

Après la récolté, les feuilles de figuier ont été bien nettoyée avec l'eau courante pour éliminer toutes les poussières et impuretés. Il a ensuite été lavé à l'eau distillée puis séché à l'air libre pendant deux semaines après séchage, on a placé les feuilles séchées dans un endroit sec et sombre. Le séchage a plusieurs objectifs : arrêter les réactions chimiques pour éviter la dégradation et l'oxydation des composés bioactifs, obtenir un meilleur broyage, obtenir une meilleure extraction, normaliser les niveaux d'humidité résiduelle des échantillons et préserver les échantillons en éliminant l'eau.



**Figure 7:** Cartographie de la région de récolte des feuilles et du latex du figuier : visualisation géographique des emplacements (Mahmoudi et al., 2016).

Le matériel végétal séché a été broyé à l'aide d'un broyeur électrique en poudre fine pour permettre une meilleure extraction. la poudre broyée a été tamisée (granulométrie 200  $\mu\text{m}$ ). Ils ont ensuite été stockés dans des flacons en verre recouverts d'une feuille d'aluminium à l'abri de la lumière pour éviter la photo-oxydation des actifs végétaux.

Les flacons étaient étiquetés avec le nom scientifique de la plante, la date de récolte, l'emplacement et le diamètre (voir annexe A, B).



**Figure 8:**Aspect des feuilles de figuier : A : Feuilles séchées à l'air libre, B: Feuilles en poudre.

### 5.1.1 Extraction par macération

La poudre de feuilles et le latex de *F. carica* L. ont été soumis à une extraction par macération. Pour cela, 1g de poudre et de liquide laiteux ont été mélangés avec 20 mL d'éthanol à 50%. Ensuite, les mélanges ont été recouverts pour les protéger de la lumière et éviter l'évaporation du solvant, puis placés sur un agitateur à 750 RPM pendant 24 heures.

Les extraits hydroalcooliques des feuilles et du latex ont été filtrés à l'aide d'un papier Wattman (N°2). Ensuite, ils ont été concentrés dans une étuve à 40°C. Une fois concentrés, les extraits ont été placés en congélation à une température de -20°C. Le jour suivant, les mélanges ont été soumis à une étape de lyophilisation dans un lyophilisateur (Cherist Alpha 1-2LD PLUS) en suivant un processus en trois étapes : tout d'abord, un préchauffage de la pompe dans 20 minutes, suivi d'une dessiccation primaire de 30 minutes, puis d'une dessiccation secondaire de 24 heures. Après ces 24 heures, des extraits lyophilisés des feuilles et du latex du figuier ont été obtenus. Ils ont ensuite été récupérés et conservés dans des eppendorf, stockés dans un réfrigérateur.

### 5.1.2 Extraction assistée par ultrasons (EAU)

Dans cette partie du travail, la poudre obtenue à partir des feuilles et du latex de *F. carica* L. ont été soumise à une extraction par ultrasons à l'aide d'un bain à ultrasons (JP SELECTA SA) fonctionnant à une fréquence de 40 kHz et une puissance de 120W. Pour chaque 1 gramme de poudre, 20 mL de solvant d'extraction (éthanol 50%) ont été ajoutés. La température

d'extraction a été maintenue constante à 40°C pendant une durée de 30 minutes. Une fois l'extraction terminée, les extraits hydro-éthanoliques ont été récupérés et filtrés en utilisant du papier Wattman (N°2) afin d'éliminer les particules indésirables. Par la suite, les extraits filtrés ont été lyophilisés pour éliminer l'excès de solvant et obtenir des extraits sous forme de poudre.

Après récupération, les extraits lyophilisés des feuilles et du latex obtenus à partir de deux méthodes différentes (Macération, EAU) ont été quantifiés selon l'Eq. 1:

$$R(\%) = \frac{M}{M_0} * 100 \quad \text{Eq.(1)}$$

**R (%)** : Rendement exprimé en %, **M**: Masse en gramme de l'extrait sec résultant, **M<sub>0</sub>**: Masse en gramme du matériel végétal à traiter.

## 5.2 Dosage de polyphénols totaux

La teneur en composés phénoliques totaux (TPC) a été déterminée à l'aide du test de Folin-Ciocalteu (FC). Ce test repose sur la réduction d'un complexe jaune de molybdotungstène par les composés phénoliques, ce qui entraîne une coloration bleue du produit de réaction. L'intensité de la couleur est proportionnelle à la quantité de composés phénoliques oxydés présents (Singleton et al., 1999).

Les teneurs en polyphénols présents dans les extraits éthanoliques des feuilles et du latex ont été évaluées en utilisant le protocole décrit par (Moussa et al., 2022). Brièvement, des échantillons de 125 µl d'extraits à différentes concentrations (0,5 mg/mL et 2 mg/mL pour les feuilles et le latex respectivement) ont été mélangés avec 650 µl d'une solution de Folin-Ciocalteu à 10 %. Après une période de 2 minutes, 500 µl d'une solution de carbonate de sodium à 7,5 % ont été ajoutés. Le mélange a ensuite été incubé pendant 30 minutes à l'obscurité et à température ambiante. Enfin, les échantillons ont été lus à une longueur d'onde de 765 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. Les résultats ont été exprimés en milligrammes équivalent en acide gallique par gramme d'extrait lyophilisé (mgGAE/g).

## 5.3 Dosage des flavonoïdes totaux

L'apparition d'un complexe jaunâtre lors de l'addition de trichlorure d'aluminium est due à la liaison des ions AlCl<sub>3</sub> aux atomes d'oxygène présents sur les carbones 4 et 5 des flavonoïdes. La quantité de flavonoïdes dans un extrait devrait être déterminée en fonction du

flavonoïde prédominant. Cependant, la quercétine est souvent utilisée comme référence standard pour évaluer la teneur en flavonoïdes dans un échantillon (Bahorun et al., 1996).

Dans cette étude, l'évaluation du dosage des flavonoïdes présents dans les extraits éthanoliques des feuilles et du latex a été réalisée selon le protocole décrit par Kosalec et al., (2004). Plus précisément, 500  $\mu$ l des extraits à différentes concentrations (1 mg/ml et 5mg/mL pour les feuilles et le latex respectivement) ont été mélangés avec 500  $\mu$ L de trichlorure d'aluminium. Le mélange a ensuite été incubé pendant 15 minutes à l'obscurité et à température ambiante. La lecture des échantillons a été effectuée à l'aide d'un spectrophotomètre (Optima) à une longueur d'onde de 430 nm. Les résultats ont été exprimés en milligrammes équivalent en Quercétine par gramme d'extrait lyophilisé (mg  $Q_E$ /g).

#### 5.4 Evaluation de l'activité antioxydant in vitro les feuilles et latex de *Ficus carica* L.

De nombreux tests sont utilisés pour évaluer l'activité antioxydante des extraits. La plupart de ces tests sont basés sur la coloration ou la décoloration d'un réactif dans le milieu réactionnel. Les tests les plus couramment utilisés sont le test du DPPH, le test du FRAP et le test de l'ABTS.

##### 5.4.1 Test de piégeage de radical DPPH

Cette méthode repose sur la capacité des antioxydants à réduire le radical libre 2,2-diphényl-1-picryl-hydrazyl (DPPH), soit en libérant un atome d'hydrogène à partir d'un groupe hydroxyle, soit en libérant un électron) (Cristina et al., 2009). Le radical DPPH présente une absorption maximale mesurable par spectrophotométrie à 515 nm, et sa neutralisation par un antioxydant peut être facilement suivie par spectrophotométrie UV/visible (Mishra et al., 2012).

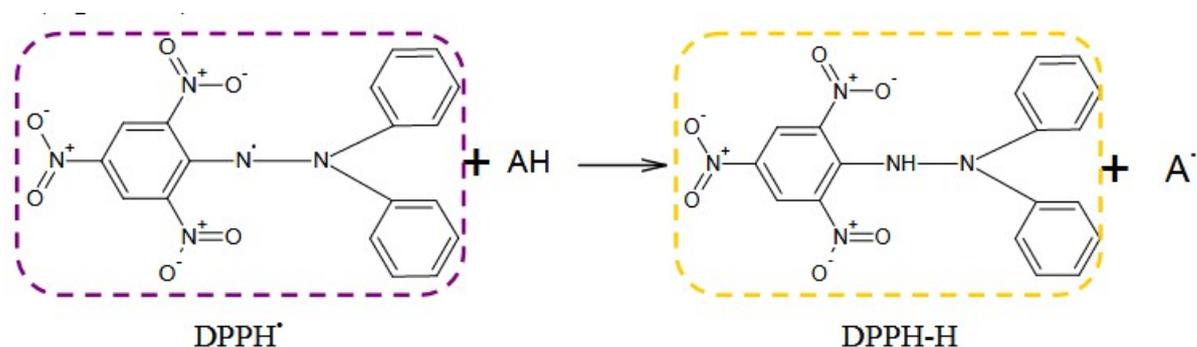


Figure 9: Mécanisme réactionnel du test DPPH (Michel, 2011).

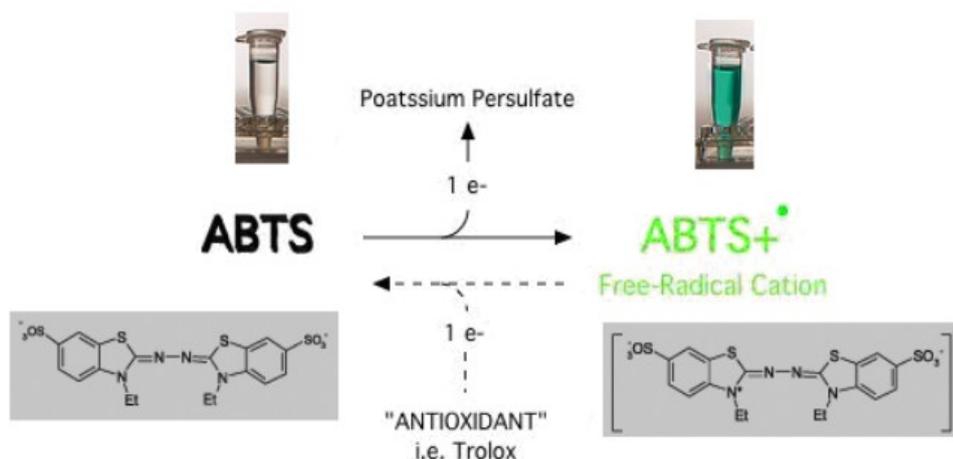
Dans cette étude, l'activité antioxydante des extraits éthanoliques des feuilles et du latex a été évaluée en utilisant le protocole décrit par (Moussa et al., 2022). Pour ce faire, 50 µl des extraits à différentes concentrations (0,1-1 mg/mL pour les feuilles et 0,1-2 mg/mL pour le latex) ont été mélangés avec 950 µl de solution de DPPH, préparée à une concentration de 60 µM. le mélange a ensuite été incubé pendant 10 minutes à l'obscurité et à température ambiante. À la fin de la réaction, l'activité antioxydante (AA) en pourcentage a été mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre UV à une longueur d'onde de 517 nm, conformément à l'équation 2 :

$$AA (\%) = \frac{Abs_{(extrait)} - Abs_{(extrait)}}{Abs_{(contrôle)}} * 100 \quad \text{Eq. (2)}$$

$Abs_{(blanc)}$ : extrait + éthanol,  $Abs_{(extrait)}$ : extrait + solution de DPPH\*,  $Abs_{(contrôle)}$ : absorbance de solution DPPH

#### 5.4.2 Test de décoloration de l'ABTS par les antioxydants de *Ficus carica* L

Ce test repose sur la capacité d'un antioxydant à stabiliser le radical cationique ABTS<sup>+</sup> en le convertissant en ABTS incolore. Le radical ABTS<sup>+</sup> est généré en présence d'ions persulfate (Rice-Evans & Miller, 1994). En présence d'un antioxydant, la transformation du radical ABTS<sup>+</sup> en forme non radicalaire s'accompagne de la disparition de la coloration vert bleu intense, qui peut être mesurée par la densité optique à une longueur d'onde de 734 nm. Ce test est simple, pratique, reproductible et peut être utilisé dans différents milieux (Re et al., 1999).



**Figure 10:** Réaction de l'ABTS• avec des composés antioxydants (Boligon et al., 2014)

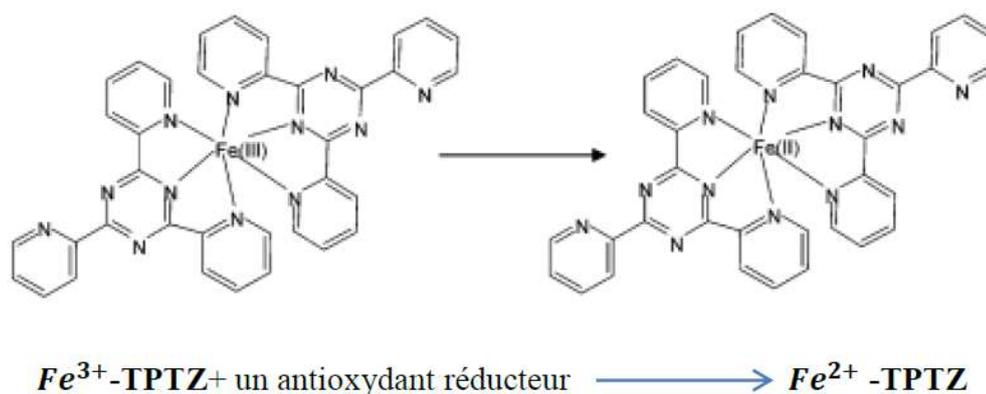
L'activité antioxydante des extraits éthanoliques des feuilles et du latex a été évaluée en suivant le protocole décrit par (Moussa et al., 2022). Brièvement, 75  $\mu\text{L}$  des extraits à différentes concentrations (0.1-1 mg/mL et 0.1-2 mg/mL pour les feuilles et le latex respectivement) ont été mélangés avec 1425  $\mu\text{L}$  de la solution d'ABTS (préparée à une concentration de 7 mM et avec persulfate de potassium à 2.45 mM. Ensuite, le mélange a été incubé pendant 12 à 16 heures à l'obscurité. Après cette incubation, les extraits ont été incubés pendant 6 minutes à l'obscurité. A la fin de la réaction, l'activité antioxydante (AA) (%) a été mesurée par spectrophotomètre UV à 734 nm selon Eq. (3)

$$\text{AA (\%)} = \frac{\text{Abs}_{(\text{blanc})} - \text{Abs}_{(\text{extrait})}}{\text{Abs}_{(\text{contrôle})}} * 100 \quad (3)$$

$\text{Abs}_{(\text{blanc})}$ : 1425  $\mu\text{L}$  éthanol 50% + 75  $\mu\text{L}$  d'extrait,  $\text{Abs}_{(\text{extrait})}$ : 1425  $\mu\text{L}$  d'ABTS + 75  $\mu\text{L}$  d'extrait,  $\text{Abs}_{(\text{contrôle})}$  : absorbance de solution d'ABTS.

### 5.4.3 Test de réduction du Fer

Le test de réduction du fer est utilisé pour mesurer la capacité des extraits à convertir le fer ferrique ( $\text{Fe}^{3+}$ ) présent dans le complexe  $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$  (ferricyanure de potassium) en fer ferreux ( $\text{Fe}^{2+}$ ). Initialement jaune, le fer ferrique se réduit et prend une teinte bleue ou verte en capturant un électron. Le changement de couleur, du jaune au bleu ou vert, est proportionnel à l'activité antioxydante des plantes. L'absorbance du mélange réactionnel est mesurée à 700 nm. Plus l'absorbance est élevée, plus le pouvoir réducteur des extraits testés est important. (Hubert, 2006).



**Figure 11:** Réaction de réduction du technique de FRAP (Prior et al., 2005).

Dans cette étude, l'activité antioxydante des extraits éthanoliques des feuilles et du latex a été évaluée en suivant le protocole décrit par (Merzic et al., 2021). En résumé, 200 µl des extraits à différentes concentrations (0.1-1 mg/mL pour les feuilles et 2-5 mg/mL pour le latex) ont été mélangés avec 0.5 mL d'une solution tampon phosphate à 0.2 M (pH : 6.6) et 0.5 mL d'une solution de ferricyanure de potassium  $K_3Fe(CN)_6$ . Le mélange a ensuite été incubé à 50°C pendant 20 minutes dans un bain-marie, suivi d'un refroidissement à température ambiante. Pour arrêter la réaction, 0.5 mL d'acide trichloracétique (TCA) à 10% ont été ajoutés au mélange réactionnel. Ensuite, 0.5 mL de chaque extrait ont été mélangés avec 0.5 mL d'eau distillée et 0.1 mL d'une solution de chlorure de fer ( $FeCl_3 \cdot 6H_2O$ ) à 0.1%. Les tubes ont été laissés à température ambiante pendant 10 minutes, puis les absorbances ont été mesurées à une longueur d'onde de 700 nm à l'aide d'un spectromètre (Optima).



*Partie III : Résultats et Discussion*

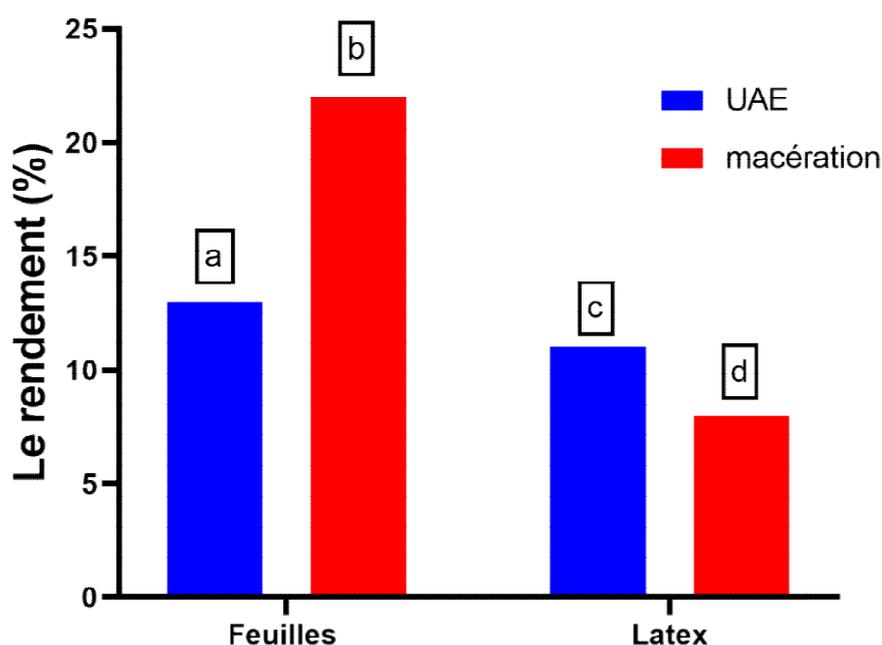
## 6 Résultats et discussion

Les résultats sont représentés par logiciel (graphe Pad Prism8)

### 6.1 Analyses phytochimiques

### 6.2 Le rendement

Les résultats de rendement de l'extraction des feuilles et latex de *F. carica* L. sont représenté dans la figure 12.



**Figure 12 :** Comparaison du rendement d'extraction des feuilles et du latex de *F. carica* L. par les méthodes d'UAE et de macération.

Dans cette étude, nous avons procédé à l'évaluation des rendements des feuilles et du latex du figuier en utilisant deux méthodes distinctes : la macération et les ultrasons. Les résultats obtenus ont révélé des différences significatives dans les rendements obtenus grâce à ces deux approches.

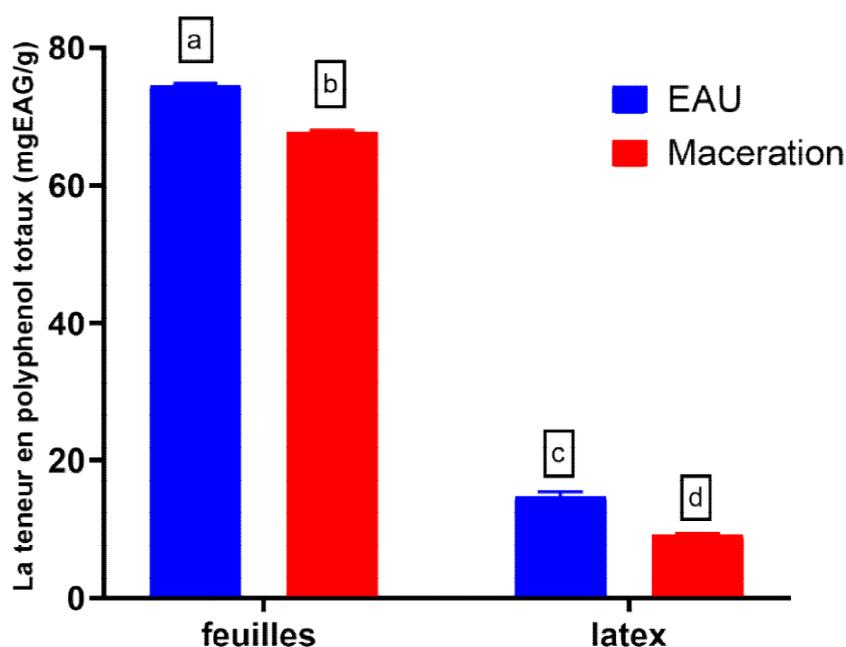
Concernant les feuilles et le latex du figuier, les rendements obtenus par la méthode des ultrasons ont été mesurés respectivement à 13% et 11%, tandis que la méthode de macération a permis d'obtenir des rendements plus élevés de 22% et 8% respectivement. Ces résultats suggèrent que la méthode de macération s'avère plus efficace pour l'extraction des composés

des feuilles de figuier, tandis que la méthode des ultrasons est plus performante pour extraire les composés du latex du figuier, conduisant ainsi à un rendement plus élevé.

Ces variations peuvent être attribuées à différents paramètres pris en compte lors de l'extraction, tels que la polarité du solvant utilisé, qui joue un rôle crucial dans l'augmentation de la solubilité. Elles peuvent également résulter de facteurs agroécologiques, génétiques et des méthodes d'extraction employées. Par ailleurs, certains estiment que les conditions météorologiques et l'influence de la région de culture (nord ou sud) pourraient également influencer les concentrations finales de composés phénoliques (Zadernowski et al., 2005).

### 6.3 Les teneurs en polyphénols totaux

La figure 13 illustre les résultats des teneurs en polyphénols totaux des feuilles et de latex de figuier en utilisant deux méthodes d'extraction UAE et macération.



**Figure 13** : Comparaison des teneurs en polyphénols totaux des feuilles et du latex de *F. carica* L. obtenues par macération et extraction assistée par ultrasons (UAE).

Les résultats sont exprimés en milligrammes d'équivalent d'acide gallique par gramme de matière sèche (mgEAG/g) à l'aide de l'équation de régression linéaire dérivée de la courbe d'étalonnage des acides galliques. En observant la figure associée, on constate que les extraits éthanoliques des feuilles et du latex de *F. carica* L., obtenus respectivement par ultrasons,

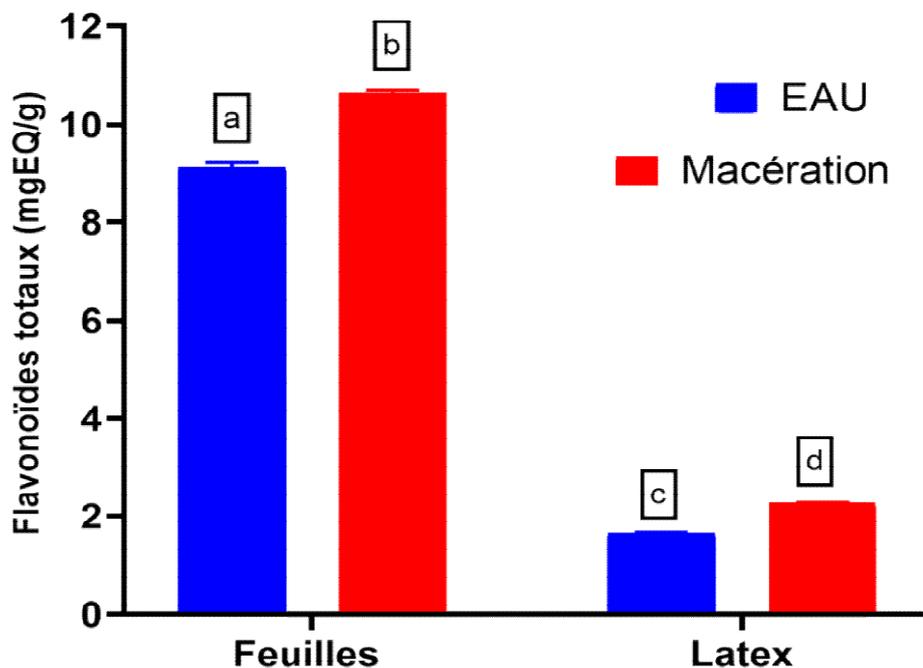
affichent des teneurs plus élevées en polyphénols totaux ( $74,400 \pm 0,478$  mgEAG/g et  $14,628 \pm 0,586$  mgEAG/g) par rapport à celles obtenues par macération ( $68,029 \pm 0,668$  mgEAG/g et  $9,167 \pm 0,181$  mgEAG/g). Ces résultats mettent en évidence la richesse en polyphénols des feuilles par rapport au latex, ainsi que l'efficacité supérieure de la méthode d'extraction assistée par ultrasons par rapport à la méthode de macération.

Selon l'étude rapportée par (Mahmoudi et al., 2016), la teneur en polyphénols dans l'extrait méthanolique des feuilles de *F.carica* L. est de  $52,296 \pm 5,232$  mgEAG/g UAE et de  $48,973 \pm 2,015$  mgEAG/g pour la macération. Ces résultats sont inférieurs à nos résultats expérimentaux. D'autre part, une autre étude a été réalisée par (Shahinuzzaman et al., 2020) sur l'activité antioxydante in vitro du latex de *F.carica* L. provenant de 18 cultivars différents. La teneur en polyphénols dans l'extrait méthanolique à 100 % du latex de *Ficus carica* L. est de ( $24,37 \pm 0,095$  mgEAG/g UAE et  $23,14 \pm 0,25$  mgEAG/g) pour la macération. Ces résultats sont également inférieurs à nos résultats expérimentaux.

Les variations des résultats concernant la teneur en polyphénols peuvent s'expliquer par plusieurs facteurs, à la fois intrinsèques (génétiques) et extrinsèques (conditions climatiques telles que la température élevée et l'exposition au soleil, les pratiques culturales, la maturité lors de la récolte et les conditions de stockage telles que la sécheresse et la salinité). (Podsdek, 2007), De plus, des études récentes ont montré des variations considérables dans la teneur en composés phénoliques tant entre différentes espèces qu'à l'intérieur de la même espèce (Ksouri et al., 2009).

#### 6.4 Les teneurs en flavonoïdes totaux

En ce qui concerne la quantification des flavonoïdes, la quercitrine a été utilisée comme échantillon de référence pour établir une courbe d'étalonnage. Cette courbe permet de déterminer les niveaux de flavonoïdes présents dans les feuilles et le latex de notre plante. Les résultats obtenus sont exprimés en milligrammes de quercétine par gramme de matière sèche (mgEQ/g).



**Figure 14 :** Comparaison des teneurs en flavonoïdes totaux des feuilles et du latex de *F. carica* L. obtenues par macération et extraction assistée par ultrasons (UAE).

D'après l'analyse de cette figure, il est évident que les teneurs en flavonoïdes des extraits éthanoliques des feuilles et du latex de *F. carica* L., obtenus respectivement par ultrasons, présentent des concentrations plus élevées ( $9,115 \pm 0,090$  mg EQ/g et  $1,640 \pm 0,022$  mg EQ/g) que celles obtenues par macération ( $10,641 \pm 0,054$  mg EQ/g et  $2,274 \pm 0,007$  mg EQ/g). Ces résultats mettent en évidence la concentration plus élevée de flavonoïdes dans les feuilles par rapport au latex, et confirment l'efficacité supérieure de la méthode d'extraction assistée par macération par rapport aux ultrasons.

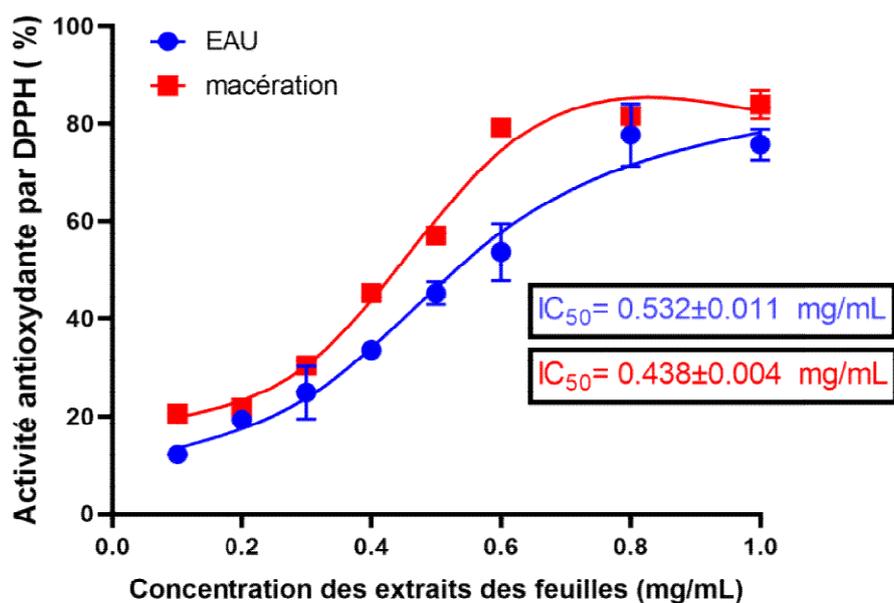
Il convient de noter que les résultats obtenus par (Mopuri et al., 2018) révèlent une teneur en flavonoïdes de  $17,71 \pm 0,55$  mg EQ/g pour l'extrait éthanolique des feuilles de *F. carica* L. par ultrasons et de  $22,96 \pm 0,18$  mg EQ/g par macération. Cependant, ces résultats diffèrent de manière significative de nos résultats expérimentaux, qui ont démontré des concentrations plus faibles. D'autre part, une autre étude a été réalisée par (Mahmoudi et al., 2016). La teneur en flavonoïdes dans l'extrait méthanolique du latex de *F. carica* L. est de ( $224,37 \pm 7,95$  µgEAG/ml UAE et  $233,14 \pm 12,25$  µgEAG/ml) pour la macération. Ces résultats sont également inférieurs à nos résultats expérimentaux. En général, les rendements en extraits peuvent varier en fonction des paramètres de l'extraction solide-liquide des polyphénols, tels

que la température, le type de solvant utilisé, le rapport entre la masse de poudre et le volume du solvant, ainsi que la technique d'extraction utilisée (Loulie et al., 2004).

## 6.5 Evaluation de l'activité antioxydante in vitro des extraits éthanoliques de *Ficus carica* L.

### 6.5.1 Le radical libre diphényle-picryl-hydrazyle (DPPH)

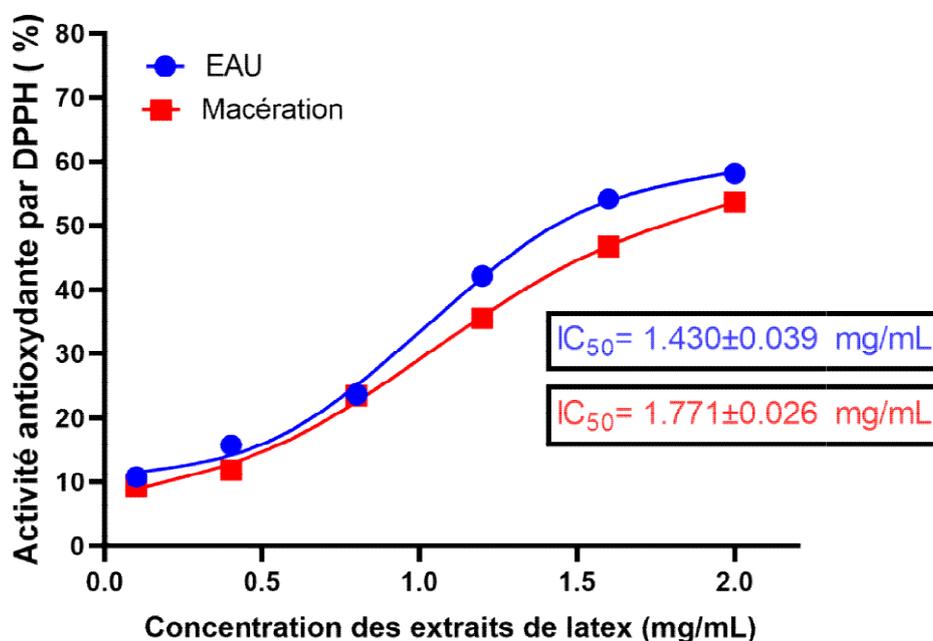
Dans cette étude, la méthode du DPPH a été utilisée pour évaluer l'activité de piégeage des radicaux libres des feuilles de *Ficus carica* L. Les antioxydants agissent en réduisant la forme radicalaire du DPPH grâce à un donneur d'électrons ou d'hydrogène (Cristina et al., 2009). Cette réaction conduit à un changement de couleur du DPPH, passant du violet au jaune (Figure 15). L'activité antioxydante de l'extrait des feuilles de *Ficus carica* L. a augmenté de manière significative avec l'augmentation de la concentration de l'extrait.



**Figure 15 :** Représentation graphique le pourcentage d'inhibition radicalaire DPPH des extraits des feuilles.

Dans le cadre de cette étude, nous avons entrepris d'évaluer l'activité antioxydante des extraits de feuilles de figuier en utilisant deux méthodes d'extraction distinctes : la macération et les ultrasons. Cette évaluation s'est basée sur l'essai du DPPH, un test couramment utilisé pour mesurer l'activité antioxydante. Les résultats obtenus ont révélé des différences significatives dans l'activité antioxydante mesurée par ces deux méthodes.

Pour les extraits de feuilles de figuier obtenus respectivement par la méthode des ultrasons et la macération, la concentration inhibitrice à laquelle 50% de l'activité antioxydante est observée ( $IC_{50}$ ) était de ( $0,532 \pm 0,011$  mg/mL et  $0,438 \pm 0,004$  mg/mL) respectivement. À une concentration de 1 mg/mL, les extraits obtenus par ultrasons et par macération ont présenté un pourcentage d'inhibition de l'activité antioxydante de (78% et 87%) respectivement. Ces résultats suggèrent que la méthode de macération est plus efficace pour extraire les composés antioxydants par rapport à l'utilisation des ultrasons. Selon (Akhtar et al., 2019) le pourcentage d'inhibition des feuilles de 18 cultivars de *F.carica* L. analysé par le test DPPH ( $66.19 \pm 1.01$  et  $72.84 \pm 1.26$  %) respectivement, par macération et ultrasons qui sont inférieur à ceux obtenus.



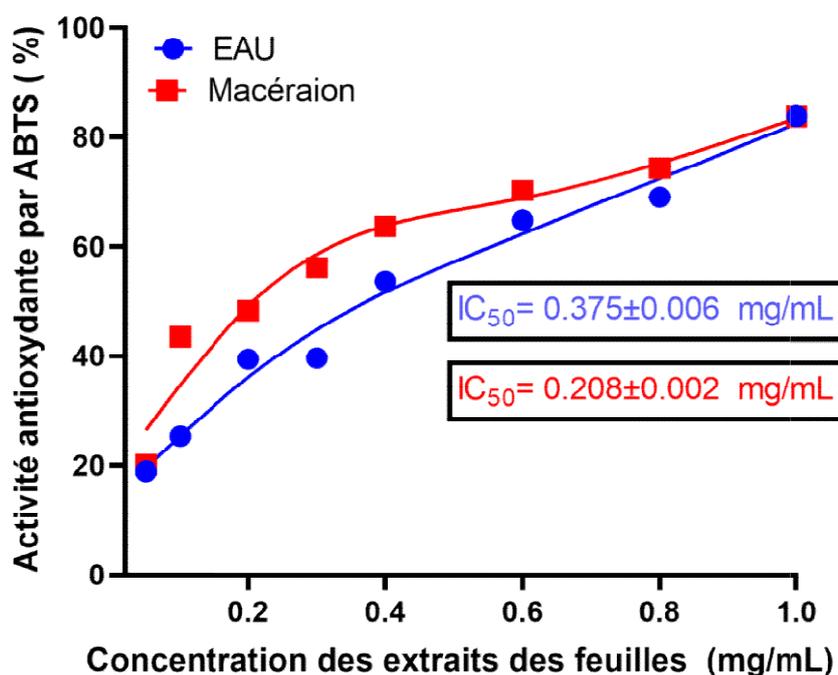
**Figure 16 :** Représentation graphique le pourcentage d'inhibition radicalaire DPPH des extraits de latex.

Dans cette étude, nous avons évalué l'activité antioxydante des extraits de latex de figuier en utilisant deux méthodes d'extraction différentes, la macération et les ultrasons, en se basant sur l'essai du DPPH. Les résultats obtenus ont montré des différences significatives dans l'activité antioxydante mesurée par ces deux méthodes. Pour les extraits de latex de figuier obtenus par la méthode des ultrasons et macération, l' $IC_{50}$ , qui est la concentration à laquelle 50% de l'activité antioxydante est inhibée, était de ( $1.430 \pm 0.039$  mg/mL et  $1.771 \pm 0.026$  mg/mL) respectivement.

Pour cela suggérer que la méthode UAE plus efficaces par rapport la macération. Et pour une concentration de 2mg/mL le pourcentage d'inhibition relativement proche (58% et 54%) par ultrasons et macération. Selon l'étude rapporté par (Shahinuzzaman et al., 2020) le pourcentage d'inhibition de latex est ( $63.73 \pm 1.48$  et  $59.16 \pm 2.05$  %) respectivement, par macération et ultrasons ces variation sont proches à celle obtenus dans notre étude. En conclusion, nos résultats démontrent que la méthode des ultrasons est plus efficace que la macération pour extraire les composés antioxydants du latex de figuier, ce qui confirme les observations précédentes rapportées dans la littérature.

### 6.5.2 Test d'ABTS (L'acide 2,2'-azino-bis (3-éthylbenzothiazoline-6-sulphonique))

Dans cet essai le cation radical stable d'ABTS est oxydé par l'ajout de potassium persulfate qui lui donne une coloration bleu-vert, la présence des antioxydants neutralise le radical et provoque une décoloration du milieu, par l'apport d'hydrogène ou d'électron au radical (Re et al., 1999). La figure suivante présente le pourcentage d'inhibition effectué par les extraits des feuilles et du latex de figuier, ainsi que les  $IC_{50}$  respectives de chaque extrait.

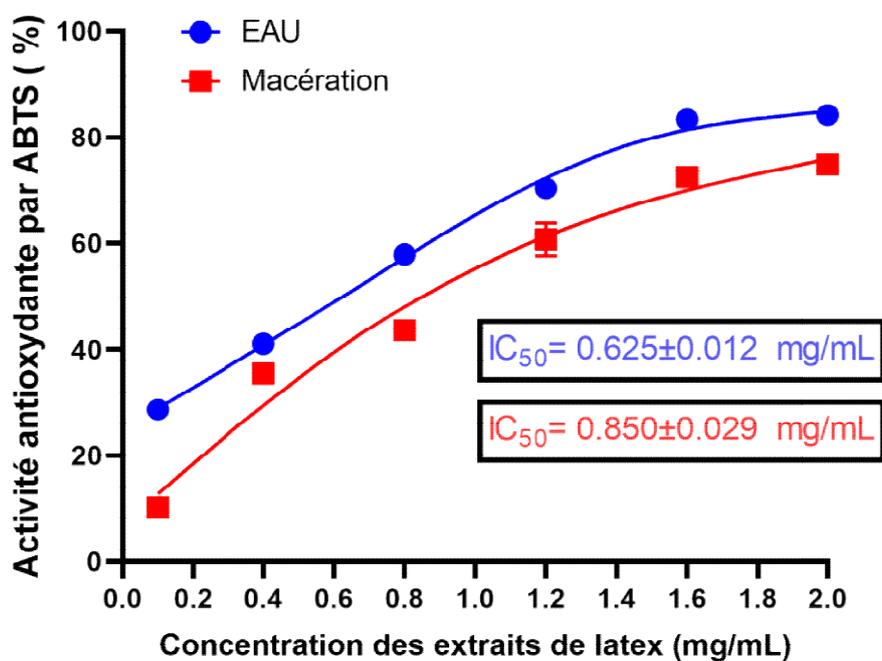


**Figure 17 :** Représentation graphique le pourcentage d'inhibition radicalaire des extraits des feuilles.

L'analyse des résultats présentés dans le graphique révèle une variation du pourcentage d'inhibition des feuilles de figuier vis-à-vis du radical ABTS. On observe une activité

antioxydante plus élevée avec la méthode de macération par rapport à celle obtenue par ultrasons. De plus, il est intéressant de noter que l'activité antioxydante semble augmenter en fonction de la concentration des extraits. À une concentration de 1 mg/mL, les pourcentages d'inhibition sont similaires, avec 82% pour les extraits obtenus par ultrasons et 83% pour ceux obtenus par macération.

Par ailleurs, il convient de mentionner que la valeur de l' $IC_{50}$  pour les extraits de feuilles obtenus par macération est de  $(0.208 \pm 0.002 \text{ mg/mL})$ , témoignant ainsi d'une activité antioxydante plus prononcée par rapport à celle des extraits obtenus par la méthode des ultrasons, dont l' $IC_{50}$  est de  $(0.375 \pm 0.006 \text{ mg/mL})$ . Ces résultats soulignent l'efficacité de la méthode de macération pour extraire les composés antioxydants présents dans les feuilles de figuier, se traduisant par une activité antioxydante plus élevée. Ils indiquent également une relation positive entre la concentration des extraits et leur activité antioxydante, mettant en évidence le potentiel antioxydant significatif des feuilles de figuier. Selon l'étude rapportée par (Akhtar et al., 2019), l'activité antioxydante des feuilles de 18 cultivars de *F.carica* représente un pourcentage d'inhibition de  $(96,61 \pm 0,22\% \text{ à } 99,33 \pm 0,23\%)$  et  $(97,82 \pm 0,23\% \text{ à } 99,79 \pm 0,13\%)$  respectivement, par macération et ultrasons. On remarque que ces résultats sont supérieurs à nos résultats expérimentaux.



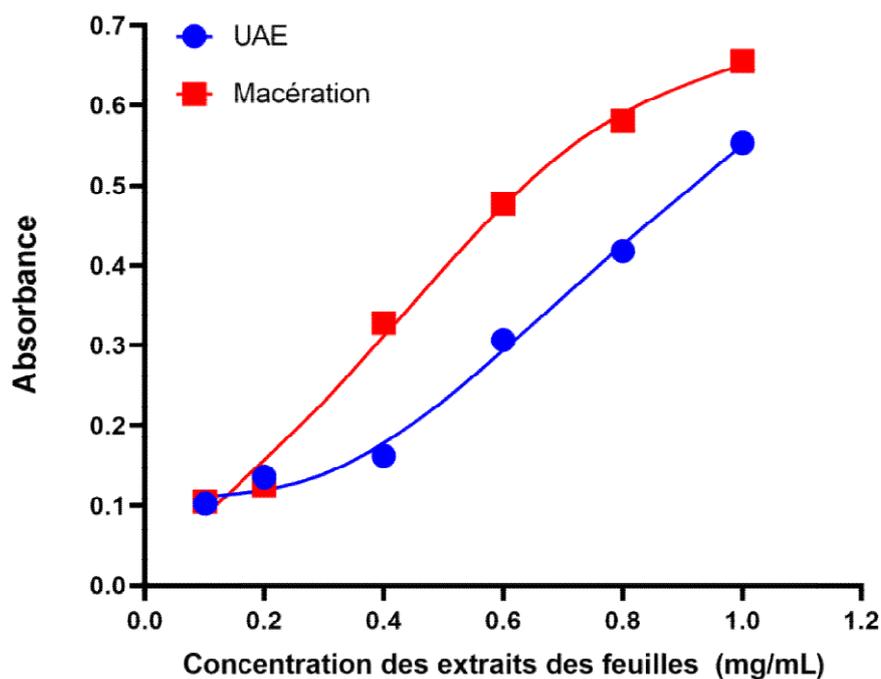
**Figure 18 :** Représentation graphique le pourcentage d'inhibition radicalaire des extraits du latex.

Les résultats du graphique mettent en évidence une variation du pourcentage d'inhibition du latex de figuier sur le radical ABTS. Il est clair que la méthode d'ultrason présente une activité antioxydante plus élevée que la macération. De plus, il est intéressant de noter que l'activité antioxydante semble augmenter avec la concentration des extraits. Par exemple, à une concentration de 2 mg/mL, les pourcentages d'inhibition diffèrent : 85% pour les ultrasons et 74% pour la macération.

En ce qui concerne l'IC<sub>50</sub>, la méthode d'ultrason du latex montre un résultat plus fort ( $0.625 \pm 0.012$  mg/mL) par rapport à la macération ( $0.850 \pm 0.029$  mg/mL). Ces valeurs indiquent que l'activité antioxydante du latex par ultrason est plus prononcée. Dans notre étude activité antioxydant nos extrait éthanolique de latex de *F.carica* L., par ultrasons ont une bonne activité de piégeage d'ABTS par contre à celle obtenu par (Shahinuzzaman et al., 2020) avec une IC<sub>50</sub>= 98.81%  $\pm$  0.34% et 79.64%  $\pm$ 1.69% pour macération et ultrason respectivement.

### 6.5.3 Pouvoir réducteur au ferricyanure de potassium des extraits étudiée PARF

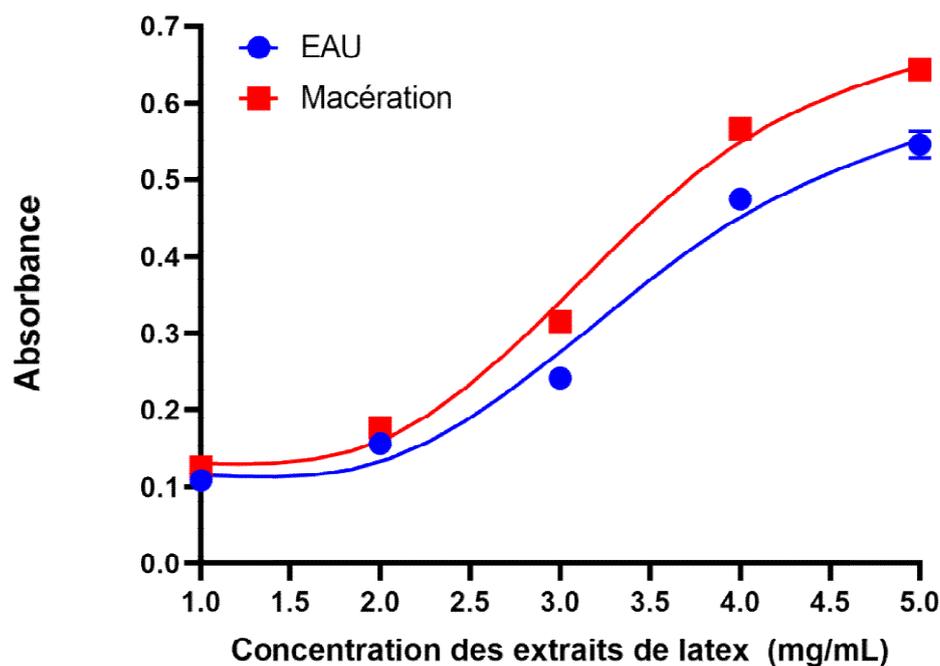
L'essai de PARF a été développé pour déterminer l'aptitude de réduction de fer ferreux en ferricyanure des solutions biologiques, comme une mesure de leur capacité antioxydante (Oyaizu, 1986). Les polyphénols sont des réducteurs des oxydants en interrogeant avec ceux-ci, ces composés cèdent un électron aux  $Fe^{3+}$  causant son réduction en  $Fe^{2+}$  au couleur bleu (Benzie & Strain, 1996).



**Figure 19** : Représentation graphique le pouvoir réducteur des extraits feuille de *Ficus carica* L.

Le graph présenté dans cette figure met en évidence la variation du pouvoir réducteur du ferricyanure de potassium des feuilles de *F. carica* L. On constate une dépendance de la dose, où la méthode de macération se révèle supérieure à celle des ultrasons. Cette activité a été significativement augmentée avec l'augmentation de la concentration des extraits. Par exemple, à une concentration de 1 mg/mL, les pourcentages d'inhibition sont similaires : 0.55 mg/mL pour les ultrasons et 0.65 mg/mL pour la macération.

Il est important de souligner que la méthode de macération a démontré une plus grande efficacité dans cette étude, en termes de pouvoir réducteur du ferricyanure de potassium, par rapport à la méthode des ultrasons. Cependant, il est également intéressant de noter que l'activité réductrice a augmenté de manière générale avec l'augmentation de la concentration des extraits dans les deux méthodes.



**Figure 20 :** Représentation graphique le pouvoir réducteur des extraits de latex de *Ficus carica* L.

Le graph présenté dans cette figure met en évidence la variation du pouvoir réducteur du ferricyanure de potassium des extraits de latex de *F.carica* L. On observe une dépendance à la dose, où la méthode de macération se révèle supérieure à celle des ultrasons. Cette activité a été considérablement augmentée avec l'augmentation de la concentration des extraits. Par exemple, à une concentration de 5 mg/mL, les pourcentages d'inhibition diffèrent 0.64 mg/mL pour les ultrasons et 0.53 mg/mL pour la macération. Contrairement à nos résultats, (Shahinuzzaman et al., 2020) ont trouvé que l'activité antioxydante du latex de *F.carica* par dosage FRAP obtenu par macération et EAU de 18 cultivars montre que la valeur obtenu par macération est  $26,14 \pm 0,98$  mg/mL plus élevée à celle d'ultrason ( $21,19 \pm 0,80$  mg/mL).

## 6.6 Discussion des résultats d'activité antioxydante in vitro

Après l'observation de nos résultats et d'autres recherches, on peut conclure une concordance dans la capacité antioxydante. Les feuilles et le latex ont présenté toute les deux une activité intéressante, toute fois moins puissante pour latex, l'activité est variable selon beaucoup de repères, Il a été établi que l'activité antioxydante est positivement liée à la structure des polyphénols. En général, les polyphénols ont une activité antioxydante élevée grâce à leur grand nombre de groupes hydroxyles. Ces groupes hydroxyles peuvent ainsi fournir des protons pour stabiliser et neutraliser les radicaux hydroxyle, superoxydes,

peroxydes et alcoxydes (Lü et al., 2010). Les composés phénoliques contiennent des groupes hydroxyle sur leur cycle aromatique, leur permettant de donner des protons et/ou des électrons à d'autres molécules instables grâce à leur propriété de résonance (Chomchan et al., 2016). Les molécules phénoliques peuvent également inhiber les enzymes qui génèrent des radicaux libres, telles que la xanthine oxydase, la lipoxygénase, la protéine kinase C, la cyclooxygénase, la monooxygénase microsomale, la succinoxydase mitochondriale et la NADPH oxydase (Banjarnahor & Artanti, 2014). La composition et son changement lors du stade de croissance des plantes influent largement leur potentiel antioxydant (Szollosi & Szollosi Varga, 2002).

D'après les recherches de Do et al., (2014), la technique d'extraction joue un rôle crucial dans l'isolement et la récupération des composés phytochimiques présents dans les matières végétales. Traditionnellement, les solvants d'extraction les plus couramment utilisés sont l'eau et l'alcool éthylique. Les travaux de (Su et al., 2006) démontrent que la récupération des polyphénols et autres composés antioxydants présents dans la matière végétale est grandement influencée par la solubilité de ces composés dans un solvant spécifique, ainsi que par des facteurs tels que la polarité, la viscosité et le pH du solvant. D'autres éléments tels que la taille des particules, la présence de substances interférentes, le choix du solvant, la température, la durée d'extraction et le rapport de mélange jouent également un rôle crucial. (Hayat et al., 2009).



*Conclusion*

### Conclusion

Les bénéfices attribués aux plantes médicinales dans les traitements traditionnels remontent à longtemps. Actuellement, des recherches approfondies sont menées afin d'identifier les composés bioactifs pharmacologiques présents dans ces plantes et d'établir un lien concret avec leurs effets thérapeutiques. Dans le cadre de ce travail et dans le but de valoriser les plantes algériennes, une étude a été menée sur les feuilles et le latex de *F.carica* L. pour mettre en évidence leurs activités biologiques ainsi que pour réaliser une étude phytochimique. Les deux plantes ont été cultivées dans les régions de Bouira en Algérie.

Dans un premier temps, les métabolites secondaires présents dans les feuilles et le latex ont été extraits à l'aide d'un solvant éthanol à 50% par deux méthodes : l'extraction assistée aux ultrasons et la macération. Les extraits obtenus ont ensuite été utilisés pour l'analyse quantitative des polyphénols totaux et des flavonoïdes, ainsi que pour l'évaluation de l'activité antioxydante en utilisant les tests suivants : le radical DPPH, l'ABTS et le pouvoir réducteur. Les résultats de ces tests ont révélé une capacité antioxydante variable entre les extraits éthanoliques des deux parties selon les deux méthodes utilisées.

Les feuilles a été supérieure en affichant un potentiel des analyses quantitative des polyphénols totaux, plus fort que le latex, elle a enregistré un  $IC_{50}$  ( $74.400 \pm 0.478$  mgEAG/g) et ( $14.628 \pm 0.586$  mgEAG/g) par ultrasons respectivement, et celles obtenues par macération ( $68,029 \pm 0,668$  mgEAG/g et  $9,167 \pm 0,181$  mgEAG/g), l'évaluation par les analyses quantitative des polyphénols totaux et des flavonoïdes ont simultanément approuvé la supériorité du caractère antioxydant des feuilles.

Les feuilles a été supérieure en affichant un potentiel antioxydant plus fort que la latex, elle a enregistré un  $IC_{50}$  de ( $0.532 \pm 0.001$  mg/mL) par ultrasons ( $0.438 \pm 0.004$  mg/mL) par macération suivi par la latex avec un  $IC_{50}$  de ( $1.430 \pm 0.039$  mg/mL) par ultrasons ( $1.771 \pm 0.026$  mg/mL) par macération, l'évaluation par la technique de réduction au ferricyanure de potassium et ABTS et FRAP ont simultanément approuvé la supériorité du caractère antioxydant des feuilles.

Ainsi, de nombreuses perspectives peuvent être envisagées :

- Effectuer des études sur plusieurs individus d'un même cultivar provenant de différentes régions.

## Conclusion

---

- Explorer d'autres activités biologiques telles que l'anti-cicatrisation, l'anti-inflammation, etc.
- Étudier d'autres organes si l'objectif est la caractérisation variétale.
- Identifier d'autres métabolites secondaires en utilisant différentes techniques et solvants d'extraction.



*Références Bibliographiques*

## Références Bibliographiques

### A

- Akhtar, P., Yaakob, Z., Ahmed, Y., Shahinuzzaman, M., & Contreras, M. del M. (2019). Potential of leaves of eighteen cultivars of *Ficus carica* as antioxidants and profiling of phenolic compounds as an active molecules. *Iranian Journal of Pharmaceutical Sciences*, 15(2). <https://doi.org/10.22034/IJPS.2019.43106>
- Albuquerque, B. R., Prieto, M. A., Barreiro, M. F., Rodrigues, A. E., Curran, T. P., Barros, L., & Ferreira, I. C. F. R. (2017). Catechin-based extract optimization obtained from *Arbutus unedo* L. fruits using maceration/microwave/ultrasound extraction techniques. *Industrial Crops and Products*, 95. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.10.050>
- Ara, H., Naqvi, S. H., Rehman, N. U., & Qureshi, M. M. (2020). Comparative Antioxidative and Antidiabetic Activities of *Ficus Carica* Pulp, Peel and Leaf and their Correlation with Phytochemical Contents. *Journal of Pharmaceutical Research*, 4(2).
- Azmir, J., Zaidul, I. S. M., Rahman, M. M., Sharif, K. M., Mohamed, A., Sahena, F., Jahurul, M. H. A., Ghafoor, K., Norulaini, N. A. N., & Omar, A. K. M. (2013). Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: A review. *Journal of Food Engineering*, 117(4). <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.01.014>
- Badgujar, S. B., Patel, V. V., Bandivdekar, A. H., & Mahajan, R. T. (2014). Traditional uses, phytochemistry and pharmacology of *Ficus carica*: A review. In *Pharmaceutical Biology* (Vol. 52, Issue 11). <https://doi.org/10.3109/13880209.2014.892515>
- Bahorun, T., Gressier, B., Trotin, F., Brunet, C., Dine, T., Luyckx, M., Vasseur, J., Cazin, M., Cazin, J. C., Pinkas, M., & Battez-Lebègue, S. (1996). Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. *Arzneimittel-Forschung/Drug Research*, 46(11).
- Banjarnahor, S. D. S., & Artanti, N. (2014). Antioxidant properties of flavonoids. In *Medical Journal of Indonesia* (Vol. 23, Issue 4). <https://doi.org/10.13181/mji.v23i4.1015>
- Barolo, M. I., Ruiz Mostacero, N., & López, S. N. (2014). *Ficus carica* L. (Moraceae): An ancient source of food and health. In *Food Chemistry* (Vol. 164). <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.04.112>
- Benzie, I. F. F., & Strain, J. J. (1996). The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of “antioxidant power”: The FRAP assay. *Analytical Biochemistry*, 239(1). <https://doi.org/10.1006/abio.1996.0292>
- Boligon, A. A., Machado, M. M., & Margareth, L. A. (2014). Medicinal chemistry Technical Evaluation of Antioxidant Activity. *Medicinal Chemistry*, 4(7).
- Bouyahya, A., Bensaid, M., Bakri, Y., & Dakka, N. (2016). Phytochemistry and Ethnopharmacology of *Ficus carica*. *International Journal of Biochemistry Research & Review*, 14(1). <https://doi.org/10.9734/ijberr/2016/29029>
- Casassa, L. F., & Harbertson, J. F. (2014). Extraction, evolution, and sensory impact of phenolic compounds during red wine maceration. *Annual Review of Food Science and Technology*, 5(1). <https://doi.org/10.1146/annurev-food-030713-092438>
- Chemat, F., Rombaut, N., Sicaire, A. G., Meullemiestre, A., Fabiano-Tixier, A. S., & Abert-Vian, M. (2017). Ultrasound assisted extraction of food and natural products. Mechanisms, techniques, combinations, protocols and applications. A review. In *Ultrasonics Sonochemistry* (Vol. 34). <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2016.06.035>
- Chomchan, R., Siripongvutikorn, S., Puttarak, P., & Rattanapon, R. (2016). Investigation of phytochemical constituents, phenolic profiles and antioxidant activities of ricegrass juice compared to wheatgrass juice. *Functional Foods in Health and Disease*, 6(12).

- <https://doi.org/10.31989/ffhd.v6i12.290>
- Cristina, D., Cary, M., Lunceford, A., Clarke, C., & Kenyon, C. (2009). A regulated response to impaired respiration slows behavioral rates and increases lifespan in *Caenorhabditis elegans*. *PLoS Genetics*, 5(4). <https://doi.org/10.1371/journal.pgen.1000450>
- Deng, Q., Zinoviadou, K. G., Galanakis, C. M., Orlien, V., Grimi, N., Vorobiev, E., Lebovka, N., & Barba, F. J. (2015). The Effects of Conventional and Non-conventional Processing on Glucosinolates and Its Derived Forms, Isothiocyanates: Extraction, Degradation, and Applications. In *Food Engineering Reviews* (Vol. 7, Issue 3). <https://doi.org/10.1007/s12393-014-9104-9>
- Desta, W., Shumbahri, M., & Gebrehiwot, S. (2020). Application of *Ficus carica* L. And *Solanum incanum* L. Extracts in Coagulation of Milk. And Case of Traditional Practice in Ab'ala Area, Afar Regional State, Ethiopia. *Biochemistry Research International*, 2020. <https://doi.org/10.1155/2020/9874949>
- Do, Q. D., Angkawijaya, A. E., Tran-Nguyen, P. L., Huynh, L. H., Soetaredjo, F. E., Ismadji, S., & Ju, Y. H. (2014). Effect of extraction solvent on total phenol content, total flavonoid content, and antioxidant activity of *Limnophila aromatica*. *Journal of Food and Drug Analysis*, 22(3). <https://doi.org/10.1016/j.jfda.2013.11.001>
- Dukić, D., Mašković, P., Vesković Moračanin, S., Kurćubić, V., Milijašević, M., & Babić, J. (2017). Conventional and unconventional extraction methods applied to the plant, *Thymus serpyllum* L. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 85(1). <https://doi.org/10.1088/1755-1315/85/1/012064>
- Ergül, M., Ergül, M., Eruygur, N., Ataş, M., & Uçar, E. (2018). In vitro Evaluation of Chemical Composition and Various Biological Activities of *Ficus carica* Leaves Extracts. *Turkish Journal of Pharmaceutical Sciences*. <https://doi.org/10.4274/tjps.70037>
- Esclapez, M. D., García-Pérez, J. V., Mulet, A., & Cárcel, J. A. (2011). Ultrasound-Assisted Extraction of Natural Products. In *Food Engineering Reviews* (Vol. 3, Issue 2). <https://doi.org/10.1007/s12393-011-9036-6>
- Fischer, U. A., Carle, R., & Kammerer, D. R. (2013). Thermal stability of anthocyanins and colourless phenolics in pomegranate (*Punica granatum* L.) juices and model solutions. *Food Chemistry*, 138(2–3). <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.10.072>
- Hayat, K., Hussain, S., Abbas, S., Farooq, U., Ding, B., Xia, S., Jia, C., Zhang, X., & Xia, W. (2009). Optimized microwave-assisted extraction of phenolic acids from citrus mandarin peels and evaluation of antioxidant activity in vitro. *Separation and Purification Technology*, 70(1). <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2009.08.012>
- Hubert, J. (2006). Caractérisation biochimique et propriétés biologiques des micronutriments du germe de soja – Etude des voies de sa valorisation en nutrition et santé humaines. *Institut National Polytechnique De Toulouse*.
- Idrus, R. B. H., Sainik, N. Q. A. V., Ansari, A. S., Zulfarina, M. S., Razali, R. A., Nordin, A., Saim, A. Bin, & Naina-Mohamed, I. (2018). *Ficus carica* and bone health: A systematic review. *Sains Malaysiana*, 47(11). <https://doi.org/10.17576/jsm-2018-4711-17>
- Isa, M. M., Jaafar, M. N., Kasim, K. F., & Mutalib, M. F. A. (2020). Cultivation of Fig (*Ficus carica* L.) As An Alternative High Value Crop in Malaysia: A Brief Review. *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering*, 864(1). <https://doi.org/10.1088/1757-899X/864/1/012134>
- Kim, K. M., Min, Y. K., Pil, Y. Y., Chandrasekhar, T., Lee, H. Y., & Song, P. S. (2007). Production of multiple shoots and plant regeneration from leaf segments of fig tree (*Ficus carica* L.). *Journal of Plant Biology*, 50(4). <https://doi.org/10.1007/BF03030680>
- Kislev, M. E., Hartmann, A., & Bar-Yosef, O. (2006). Early domesticated fig in the Jordan Valley. *Science*, 312(5778). <https://doi.org/10.1126/science.1125910>
- Kosalec, I., Bakmaz, M., Pepeljnjak, S., & Vladimir-Knežević, S. (2004). Quantitative

## Références Bibliographiques

---

- analysis of the flavonoids in raw propolis from northern Croatia. *Acta Pharmaceutica*, 54(1).
- Ksouri, R., Falleh, H., Megdiche, W., Trabelsi, N., Mhamdi, B., Chaieb, K., Bakrouf, A., Magné, C., & Abdelly, C. (2009). Antioxidant and antimicrobial activities of the edible medicinal halophyte *Tamarix gallica* L. and related polyphenolic constituents. *Food and Chemical Toxicology*, 47(8). <https://doi.org/10.1016/j.fct.2009.05.040>
- Li, Z., Yang, Y., Liu, M., Zhang, C., Shao, J., Hou, X., Tian, J., & Cui, Q. (2021). A comprehensive review on phytochemistry, bioactivities, toxicity studies, and clinical studies on *Ficus carica* Linn. leaves. In *Biomedicine and Pharmacotherapy* (Vol. 137). <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2021.111393>
- Louli, V., Ragoussis, N., & Magoulas, K. (2004). Recovery of phenolic antioxidants from wine industry by-products. *Bioresource Technology*, 92(2). <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2003.06.002>
- Lü, J. M., Lin, P. H., Yao, Q., & Chen, C. (2010). Chemical and molecular mechanisms of antioxidants: Experimental approaches and model systems. *Journal of Cellular and Molecular Medicine*, 14(4). <https://doi.org/10.1111/j.1582-4934.2009.00897.x>
- Macheix, J. J. (1996). Les composés phénoliques des végétaux: Quelles perspectives à la fin du XXème siècle? *Acta Botanica Gallica*, 143(6). <https://doi.org/10.1080/12538078.1996.10515344>
- Mahmoudi, S., Khali, M., Benkhaled, A., Benamirouche, K., & Baiti, I. (2016). Phenolic and flavonoid contents, antioxidant and antimicrobial activities of leaf extracts from ten Algerian *Ficus carica* L. varieties. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 6(3). <https://doi.org/10.1016/j.apjtb.2015.12.010>
- Mahmoudi, S., Khali, M., Benkhaled, A., Boucetta, I., Dahmani, Y., Attallah, Z., & Belbraouet, S. (2018). Fresh figs (*Ficus carica* L.): Pomological characteristics, nutritional value, and phytochemical properties. *European Journal of Horticultural Science*, 83(2). <https://doi.org/10.17660/eJHS.2018/83.2.6>
- Mason, T. J., Paniwnyk, L., & Lorimer, J. P. (1996). The uses of ultrasound in food technology. *Ultrasonics Sonochemistry*, 3(3). [https://doi.org/10.1016/S1350-4177\(96\)00034-X](https://doi.org/10.1016/S1350-4177(96)00034-X)
- Mawa, S., Husain, K., & Jantan, I. (2013). *Ficus carica* L. (Moraceae): Phytochemistry, traditional uses and biological activities. In *Evidence-based Complementary and Alternative Medicine* (Vol. 2013). <https://doi.org/10.1155/2013/974256>
- McGovern, T. W. (2002). Botanical briefs: The fig - *Ficus carica* L. *Cutis*, 69(5).
- Merzic, S., Sehanovic, A., Music, A., Saric, A., Alic, M., Avdic, A., Huskic, A., Yazici, B., Basic, M., Pavic, I., & Horozic, E. (2021). Influence of solvents on polyphenol content and antioxidant activity of fig leaf extracts obtained by maceration and ultrasonic extraction. *International Journal of Advanced Chemistry*, 9(2). <https://doi.org/10.14419/ijac.v9i2.31590>
- Michel, T. (2011). Nouvelles méthodologies d'extraction, de fractionnement et d'identification: application aux molécules bioactives de l'argousier (*Hippophae rhamnoides*). In *Food and Nutrition*.
- Mishra, K., Ojha, H., & Chaudhury, N. K. (2012). Estimation of antiradical properties of antioxidants using DPPH- assay: A critical review and results. *Food Chemistry*, 130(4). <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.07.127>
- Mopuri, R., Ganjaji, M., Meriga, B., Koorbanally, N. A., & Islam, M. S. (2018). The effects of *Ficus carica* on the activity of enzymes related to metabolic syndrome. *Journal of Food and Drug Analysis*, 26(1). <https://doi.org/10.1016/j.jfda.2017.03.001>
- Moussa, H., Dahmoune, F., Hentabli, M., Remini, H., & Mouni, L. (2022). Optimization of ultrasound-assisted extraction of phenolic-saponin content from *Carthamus caeruleus* L.

- rhizome and predictive model based on support vector regression optimized by dragonfly algorithm. *Chemometrics and Intelligent Laboratory Systems*, 222. <https://doi.org/10.1016/j.chemolab.2022.104493>
- Ouelbani, R., Bensari, S., Mouas, T. N., & Khelifi, D. (2016). Ethnobotanical investigations on plants used in folk medicine in the regions of Constantine and Mila (North-East of Algeria). *Journal of Ethnopharmacology*, 194. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2016.08.016>
- Oyaizu, M. (1986). Studies on products of browning reaction. In *The Japanese Journal of Nutrition and Dietetics* (Vol. 44, Issue 6).
- Panja, P. (2018). Green extraction methods of food polyphenols from vegetable materials. In *Current Opinion in Food Science* (Vol. 23). <https://doi.org/10.1016/j.cofs.2017.11.012>
- Penchev, P., Angelov, G., & Condoret, J. S. (2010). Extraction des agents antioxydants (acide rosmarinique) à partir de la mélisse (*Melissa officinalis* L.). *Revue de Génie Industriel*, January 2016.
- Pérez, C., Canal, J. R., & Torres, M. D. (2003). Experimental diabetes treated with ficus carica extract: Effect on oxidative stress parameters. *Acta Diabetologica*, 40(1). <https://doi.org/10.1007/s005920300001>
- Podsdek, A. (2007). Natural antioxidants and antioxidant capacity of Brassica vegetables: A review. In *LWT* (Vol. 40, Issue 1). <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2005.07.023>
- Polat, A. A., & Caliskan, O. (2008). Fruit characteristics of table fig (*Ficus Carica*) cultivars in subtropical climate conditions of the mediterranean region. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 36(2). <https://doi.org/10.1080/01140670809510226>
- Prior, R. L., Wu, X., & Schaich, K. (2005). Standardized methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements. In *Journal of Agricultural and Food Chemistry* (Vol. 53, Issue 10). <https://doi.org/10.1021/jf0502698>
- Rahmani, A. H., & Aldebasi, Y. H. (2017). Ficus carica and its constituents role in management of diseases. In *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research* (Vol. 10, Issue 6). <https://doi.org/10.22159/ajpcr.2017.v10i6.17832>
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26(9–10). [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3)
- Rice-Evans, C., & Miller, N. J. (1994). [241 Total antioxidant status in plasma and body fluids. *Methods in Enzymology*, 234(C). [https://doi.org/10.1016/0076-6879\(94\)34095-1](https://doi.org/10.1016/0076-6879(94)34095-1)
- Shahinuzzaman, M., Yaakob, Z., Anuar, F. H., Akhtar, P., Kadir, N. H. A., Hasan, A. K. M., Sobayel, K., Nour, M., Sindi, H., Amin, N., Sopian, K., & Akhtaruzzaman, M. (2020). In vitro antioxidant activity of Ficus carica L. latex from 18 different cultivars. *Scientific Reports*, 10(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-020-67765-1>
- Shaikh, B. T., & Hatcher, J. (2005). Complementary and alternative medicine in Pakistan: Prospects and limitations. In *Evidence-based Complementary and Alternative Medicine* (Vol. 2, Issue 2). <https://doi.org/10.1093/ecam/neh088>
- Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, 299. [https://doi.org/10.1016/S0076-6879\(99\)99017-1](https://doi.org/10.1016/S0076-6879(99)99017-1)
- Su, X., Duan, J., Jiang, Y., Shi, J., & Kakuda, Y. (2006). Effects of soaking conditions on the antioxidant potentials of oolong tea. *Journal of Food Composition and Analysis*, 19(4). <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2005.02.005>
- Szollósi, R., & Szollósi Varga, I. (2002). Total antioxidant power in some species of Labiatae (Adaptation of FRAP method). *Acta Biologica Szegediensis*, 46(3–4).
- Wen, C., Zhang, J., Zhang, H., Dzah, C. S., Zandile, M., Duan, Y., Ma, H., & Luo, X. (2018). Advances in ultrasound assisted extraction of bioactive compounds from cash crops – A

## Références Bibliographiques

---

- review. In *Ultrasonics Sonochemistry* (Vol. 48).  
<https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2018.07.018>
- Yilmaz, Y., & Toledo, R. T. (2006). Oxygen radical absorbance capacities of grape/wine industry byproducts and effect of solvent type on extraction of grape seed polyphenols. *Journal of Food Composition and Analysis*, 19(1).  
<https://doi.org/10.1016/j.jfca.2004.10.009>
- Zadernowski, R., Naczek, M., & Nesterowicz, J. (2005). Phenolic acid profiles in some small berries. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(6).  
<https://doi.org/10.1021/jf040411p>
- Zillich, O. V., Schweiggert-Weisz, U., Eisner, P., & Kersch, M. (2015). Polyphenols as active ingredients for cosmetic products. In *International Journal of Cosmetic Science* (Vol. 37, Issue 5). <https://doi.org/10.1111/ics.12218>



*Annexes*

## Annexes

### Annexes

#### A. L'appareillage

L'appareillage utilisé durant les expériences est représenté dans le tableau ci-dessous :

**Annexe 1** :L'appareillage utilisé afin de réaliser la partie expérimentale.

Appareils	Références
<b>Broyeur électrique</b>	Moulinex, AR110510, France
<b>Balance électronique</b>	OHAUS, px85, B937268868, USA
<b>Ultrasons</b>	JP SELECTA S A, 611898, Spain
<b>Etuve</b>	MEMMERT, B319.0656, Germany
<b>Centrifugeuse</b>	Sigma 3-16L, 172577, Germany
<b>Réfrigérateur</b>	Maxi power
<b>Agitateur magnétique</b>	Stuart, SB162, R600002574, PRC
<b>Spectrophotomètre UV-visible</b>	Optima, SP-3000nano, 5T5701-143132-00, Japon
<b>Vortex</b>	Nahita, C84181, 50681500
<b>Bain marie</b>	MEMMERT WNB22, L519.0937, Germany
<b>Vortex</b>	Nahita, C84181, 50681500
<b>pH mètre</b>	Mettlertoledo, Five Easy F20, B615331415, Switzerland)

## Annexes

### B. Produits chimiques

Différents réactifs chimiques et solvants ont été utilisés dans les expériences. Le tableau ci-dessous représente ses derniers :

**Annexe 2** : les réactifs chimiques et solvants utilisés durant les expériences et leurs formules chimiques.

<b>réactifs chimiques et solvants</b>	<b>Formule chimique</b>
<b>Ethanol</b>	$C_2H_5OH$
<b>Folin-ciocalteu</b>	( $H_3PW_{12}O_{40}$ ) et ( $H_3PMoO_4$ ).
<b>Carbonate de Na</b>	$Na_2CO_3$
<b>DPPH</b>	$C_{18}H_{12}N_5O_6$
<b>ABTS</b>	$C_{18}H_{18}N_4O_6S_4$
<b>Ferricyanure de potassium</b>	$C_6N_6FeK_3$
<b>Chlorure de fer</b>	$FeCl_3$
<b>Phosphate de sodium monobasique monohydraté</b>	$NaH_2PO_4 \cdot H_2O$
<b>Phosphate de sodium dibasique dodecahydraté</b>	$Na_2HPO_4 \cdot 12H_2O$

## Résumé

*Ficus carica* L., est une culture d'importance mondiale, dont les différentes parties sont utilisées depuis l'antiquité en médecine traditionnelle pour traiter diverses maladies. Cette étude a été portée sur la détermination et l'évaluation des teneurs en polyphénols et flavonoïdes totaux, et l'activité antioxydante *in vitro* des extraits des feuilles et du latex de *F. carica* L., obtenues par l'extraction assistée par ultrasons (EAU) et la macération. L'efficacité supérieure de l'extraction par ultrasons par rapport à la macération pour extraire ces composés bioactifs est confirmée par les teneurs phénoliques totales plus élevées des feuilles et du latex obtenues par ultrasons ( $74,400 \pm 0,478$  mgEAG/g et  $14,28 \pm 0,586$  mgEAG/g) par rapport à la macération ( $68\ 029 \pm 0,668$  mgEAG/g et  $9\ 167 \pm 0,181$  mgEAG/g). De plus, l'extrait de latex obtenu par ultrasons présentait une activité antioxydante plus élevée par rapport à l'extrait de macération. Cependant, l'extrait de feuilles obtenu par ultrasons avait une activité légèrement inférieure par rapport à l'extrait de macération. En conclusion, ces résultats soulignent l'importance de considérer la partie spécifique de la plante lors de l'utilisation de l'extraction assistée par ultrasons pour obtenir des extraits bioactifs à partir du *F. carica* L.

**Mots clés :** *F.carica* L ; polyphénols ; activité antioxydante ; flavonoïdes. Extraction assiste par ultrasons, macération.

## Abstract

*Ficus carica* L., a globally significant crop, has been used since ancient times in traditional medicine to treat various diseases. This study aimed to determine and evaluate the total polyphenol and flavonoid contents, as well as the *in vitro* antioxidant activity of leaf and latex extracts of *F. carica* L. obtained through ultrasound-assisted extraction (UAE) and maceration. The superior efficiency of ultrasound extraction in extracting these bioactive compounds is confirmed by the higher total phenolic contents of the leaves and latex obtained by ultrasound ( $74,400 \pm 0.478$  mg GAE/g and  $14.28 \pm 0.586$  mg GAE/g) compared to maceration ( $68,029 \pm 0.668$  mg GAE/g and  $9,167 \pm 0.181$  mg GAE/g). Furthermore, the latex extract obtained by ultrasound exhibited higher antioxidant activity compared to the maceration extract. However, the leaf extract obtained by ultrasound had slightly lower activity compared to the maceration extract. In conclusion, these results emphasize the importance of considering the specific plant part when using ultrasound-assisted extraction to obtain bioactive extracts from *F. carica* L.

**Keywords :** *F. carica* L.; polyphenols; antioxidant activity; flavonoids; ultrasound-assisted extraction; maceration.

## ملخص

تُعدّ زراعة شجرة التين ذات أهمية عالمية، حيث يُستخدم مختلف أجزائها، مثل الأوراق ولحاء الساق والثمار والجذور، في الطب التقليدي منذ العصور القديمة لعلاج مختلف الأمراض. تناولت هذه الدراسة تحديد وتقييم محتوى البوليفينولات والفلافونويدات الإجمالية، والنشاط المضاد للأكسدة لمستخلصات أوراق ومستخلص السائل اللبني لشجرة التين (*F. carica* L.)، المستخلصة بواسطة استخلاص مساعد بالموجات فوق الصوتية والنقع. تم تأكيد الكفاءة الأعلى لاستخلاص الموجات فوق الصوتية مقارنةً بالنقع في استخلاص هذه المركبات الفعالة بواسطة محتوى أعلى من الفينولات الكلية في الأوراق والسائل اللبني المستخلصة بواسطة الموجات فوق الصوتية. بالإضافة إلى ذلك، أظهر السائل اللبني المستخلص بواسطة الموجات فوق الصوتية نشاطاً مضاداً للأكسدة أعلى بالمقارنة مع مستخلص النقع. ومع ذلك، كان لدى مستخلص الأوراق المستخلص بواسطة الموجات فوق الصوتية نشاطاً أقل قليلاً مقارنةً بمستخلص النقع. في الختام، تؤكد هذه النتائج أهمية النظر في الجزء المحدد من النبات عند استخدام تقنية استخلاص الموجات فوق الصوتية للحصول على مستخلصات تيبوأ كثيفة من شجرة التين.

كلمات مفتاحية : النشاط المضاد للأكسدة، البوليفينولات، الفلافونويدات، الموجات فوق الصوتية، النقع.