



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche
Scientifique
جامعة زيان عاشور-الجللفة
Université Ziane Achour –Djelfa
كلية علوم الطبيعة والحياة
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
قسم العلوم الفلاحية والبيطرية
Département des Sciences Agronomiques et Vétérinaires



Projet de fin d'étude

En vue de l'obtention du Diplôme de Master

Spécialité : Agroalimentaire et Contrôle de Qualité

Thème

Contribution à l'étude in vitro de l'activité antioxydante des extraits phénoliques des feuilles de figuier (*Ficus carica* L.) et de l'olivier (*Olea europaea* L.).

Présenté par : **KOUAR Imane**

Devant le jury composé de :

Président	M. OUNISSI M.	MCA	Université de Djelfa
Examineur	Mme BRAHIMI S.	MCA	Université de Djelfa
Examineur	Mme DJABALLAH F.	MAA	Université de Djelfa
Encadreur	Mlle HEFIED F.	MCB	Université de Djelfa

Année universitaire : 2025/2026

DÉDICACE

À mes parents.

À mes frères et sœurs.

À mon oncle Ben azzouz.

REMERCIEMENTS

Au nom d'**Allah**, le Tout Miséricordieux, le Très Clément. Louange à **Dieu** dont la grâce permet l'achèvement de ce travail.

Je remercie chaleureusement ma directrice de mémoire, **Dr F. HEFIED**, pour son encadrement exemplaire, ses conseils judicieux qui m'ont guidée tout au long de cette recherche, ainsi que pour sa rigueur scientifique, sa bienveillance et sa patience infinie.

Je tiens à remercier vivement chaque membre du jury d'avoir consacré leur temps à la lecture de ce mémoire et m'avoir fait l'honneur d'examiner ce travail. Qu'ils trouvent ici toute ma gratitude et mon respect.

Je tiens également à remercier particulièrement Mlle **AMINA**, Ingénieure au laboratoire de microbiologie, pour son aide précieuse et sa contribution indispensable à la réalisation de la partie expérimentale.

Mes remerciements vont à mes chers parents, aucun mot ne saurait décrire ma reconnaissance. Ils sont mes piliers, ma force et la raison de chaque succès. Qu'Allah les protège.

يهدف هذا العمل إلى التقييم الكمي للمركبات الفينولية والنشاط المضاد للأكسدة، بالإضافة إلى إبراز التأثير التآزري الناتج عن مزج مستخلصات أوراق التين (*Ficus carica* L.) وأوراق الزيتون (*Olea europaea* L.)، التي تم جمعها من ولاية الجلفة. وقد تم اختبار طرق استخلاص مختلفة، وهي النقع، والنقع في الماء الساخن، والغلي، باستخدام مذيبات ذات قطبيات مختلفة، منها الماء، والإيثانول، والأسيتون.

أظهرت النتائج أن مستخلصات أوراق الزيتون كانت أغنى بكثير بالمركبات الفينولية الكلية، حيث بلغت EAG/g MS 84,43 في المستخلص الإيثانولي. في المقابل، تميزت أوراق التين بمحتوى مرتفع من التانينات المكثفة قدره ECmg/gMS 69,71. سجل مستخلص أوراق الزيتون الذي تم الحصول عليه عن طريق الغلي (FODW) أفضل نشاط مضاد للأكسدة، محققاً أدنى قيمة لـ IC₅₀ في اختبار DPPH (0.07 ملغ/مل) و EC₅₀ في اختبار FRAP (0.72 ملغ/مل). تشير هذه النتائج إلى فعالية أعلى من المعيار المرجعي (BHT)، والذي بلغت قيمته 0.13 ملغ/مل و 1.12 ملغ/مل على التوالي.

كما أظهرت دراسة التأثير المشترك أن جميع الخلطات التي تم اختبارها تمتلك تأثيراً تآزرياً ($CI < 1$) في اختباري النشاط المضاد للأكسدة DPPH و FRAP ومع ذلك، أظهرت المزيج 1:2 (FF:FO) أقوى تأثير تآزري، بقيمة CI بلغت 0.34 في اختبار DPPH، مما يدل على تعزيز متبادل للمركبات الفعالة لكلا النوعين النباتيين.

الكلمات المفتاحية: *Ficus carica* L.، *Olea europaea* L.، المركبات الفينولية، النشاط المضاد للأكسدة، التأثير التآزري، مؤشر الجمع (CI)

Résumé

Le présent travail a pour objectif d'évaluer quantitativement les composés phénoliques et l'activité antioxydant, ainsi que la mise en évidence de l'effet synergique résultant de la combinaison des extraits des feuilles de figuier (*Ficus carica* L.) et d'olivier (*Olea europaea* L.), récoltées dans la wilaya de Djelfa. Différentes méthodes d'extraction, à savoir la macération, l'infusion et la décoction ont été testées en utilisant des solvants de polarités variées, notamment l'eau, l'éthanol et l'acétone. Les résultats ont révélé que les extraits d'olivier sont nettement plus riches en composés phénoliques totaux, atteignant 84,43 EAG/g MS dans l'extrait éthanolique. En revanche, les feuilles de figuier se distinguent par une teneur élevée en tanins condensés de 69,71 ECmg/gMS. L'extrait des feuilles d'olivier obtenu par décoction (FODW) a présenté la meilleure activité antioxydante, avec les valeurs les plus faibles d'IC₅₀ au test DPPH (0,07 mg/ml) et d'EC₅₀ au test FRAP (0,72 mg/ml). Ces résultats indiquent une activité supérieure à celle du standard BHT, dont les valeurs sont respectivement de 0,13 mg/ml et 1,12 mg/ml. L'étude de l'effet combiné a montré que tous les mélanges testés présentent un effet synergique ($CI < 1$) pour les deux tests antioxydants, DPPH et FRAP. Toutefois, le mélange (1 :2) (FF:FO) a révélé la synergie la plus marquée, avec un CI de 0,34 pour le test DPPH, indiquant une potentialisation mutuelle des principes actifs des deux espèces.

Mots-clés : *Ficus carica* L., *Olea europaea* L., composés phénoliques, activité antioxydante, effet synergique, indice de combinaison (CI).

Abstract

The present study aimed to quantitatively evaluate phenolic compounds and antioxidant activity, as well as to investigate the synergistic effect resulting from the combination of fig leaf (*Ficus carica* L.) and olive leaf (*Olea europaea* L.) extracts collected from the Djelfa region. Different extraction methods, namely maceration, infusion and decoction, were tested using solvents with different polarities, including water, ethanol and acetone. The results showed that olive leaf extracts were clearly richer in total phenolic compounds, reaching 84.43 mg GAE/g DW in the ethanolic extract. In contrast, fig leaves were characterized by a high condensed tannin content of 69.71 mg CE/g DW.

The olive leaf extract obtained by decoction (FODW) showed the best antioxidant activity, with the lowest IC₅₀ value in the DPPH assay (0.07 mg/ml) and the lowest EC₅₀ value in the FRAP assay (0.72 mg/ml). These results indicate higher activity than the BHT standard, whose values were 0.13 mg/ml and 1.12 mg/ml, respectively. The combined-effect study showed that all tested mixtures exhibited a synergistic effect ($CI < 1$) in both antioxidant assays, DPPH and FRAP. However, the 1:2 mixture (FF:FO) showed the strongest synergy, with a CI value of 0.34 in the DPPH assay, indicating mutual potentiation of the active compounds of the two species.

Keywords: *Ficus carica* L., *Olea europaea* L., phenolic compounds, antioxidant activity, synergistic effect, Combination Index (CI).

Sommaire

Liste des abréviations	I
Liste des figures	II
Liste des tableaux	III
Introduction	1
Partie I : Synthèse bibliographique	
Chapitre 1 : Présentation des deux plantes <i>Ficus carica</i> L. et <i>Olea europaea</i> L.	
1. <i>Ficus carica</i> L.	5
1.1. Description botanique et morphologique de l'espèce	5
1.1.1. Feuilles	6
1.1.2. Fruits	6
1.1.3. L'inflorescence	7
1.1.4. Racines	7
a. Latex	8
1.2. Répartition écologique de <i>Ficus carica</i> L.	8
1.3. Composition chimique des feuilles de figuier	9
1.4. Utilisation traditionnelle de figuier	11
2. <i>Olea europaea</i> L.	11
2.1. Description botanique et morphologique de l'espèce	11
2.1.1. Feuilles	12
2.1.2. Fruits	13
2.1.3. L'inflorescence	13
2.1.4. Racines	14
2.2. Répartition écologique de l' <i>Olea europaea</i> L.	14
2.3. Composition chimique des feuilles de l'olivier	15
2.4. Utilisation traditionnelle de l'olivier	16
3. Travaux antérieurs des deux plantes	17
Chapitre 2 : Stress oxydatif et antioxydants naturels : les composés phénoliques	
1. Stress Oxydatif et les Radicaux Libres	20
1.1. Principaux espèces réactives	20

1.1.1. Les espèces réactives de l'oxygène (ERO)	20
1.1.2. Les espèces réactives de l'azote (ERA)	21
1.2. Impact du déséquilibre oxydatif sur la santé	22
2. Antioxydants et système de défense	22
2.1. Antioxydants Naturels : Les Composés phénoliques	23
2.1.1. Classification des composés phénoliques	23

Partie II : Partie expérimentale

Chapitre 1 : Matériel et Méthodes

1. Matériel végétal	29
2. Matériel utilisé	30
3. Solvants et réactifs	31
4. Méthodes expérimentales	32
4.1. Extraction des composés phénoliques	33
4.2. Dosage des composés phénoliques totaux (CPT)	35
4.3. Dosage des flavonoïdes totaux (FT)	36
4.4. Dosage des tanins condensés (TC)	37
4.5. Évaluation de l'activité antioxydante	37
4.5.1. Test du DPPH• (2, 2-diphényl-1-picryl-hydrazyl)	37
4.5.2. Test de FRAP	38
4.6. Effet synergique des extraits végétaux	39
4.7. Analyse statistique	40

Chapitre 2 : Résultats et Discussion

1. Rendement d'extraction	42
1.1. Analyse de l'effet de méthode et de solvant sur le rendement de l'extraction	44
2. Teneurs en composés phénoliques totaux	46
3. Teneurs en flavonoïdes totaux	47
4. Teneurs en tanins condensés totaux	47
5. Activités antioxydant	48
5.1. Activités antioxydantes des feuilles du figuier	49
5.2. Activités antioxydantes des feuilles de l'olivier	50

6. Effet synergie de l'activité antioxydante des deux plantes -----	51
6.1. Analyse de l'activité de piégeage du radical DPPH -----	51
6.2. Analyse du pouvoir réducteur (Test FRAP) -----	52
Conclusion -----	54
Références bibliographique -----	57
Annexes -----	61

Liste des abréviations

ABTS	2,2'-azino-bis (3-ethylbenzothiazoline-6-sulphonic acid)
ADN	Acide désoxyribonucléique
ANOVA	Analyse de Variance
BHT	Butylhydroxytoluène
CI	Combination Index
CPT	Composés Phénoliques Totaux
DPPH	2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle
EC₅₀	Half maximal effective concentration (Concentration efficace à 50%)
ERA	Espèces Réactives de l'Azote
ERO	Espèces Réactives de l'Oxygène
FAOSTAT	Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database
FF	Feuilles de Figuiers
FO	Feuilles d'Olivier
FRAP	Ferric Reducing Antioxidant Power
FT	Flavonoïdes Totaux
HTA	Hypertension Artérielle
IC₅₀	Half maximal inhibitory concentration (Concentration inhibitrice à 50%)
m/m	Masse par masse
mg EAG/g MS	Milligrammes Équivalent Acide Gallique par gramme de Matière Sèche
mg EC/g MS	Milligrammes Équivalent Catéchine par gramme de Matière Sèche
mg EQ/g MS	Milligrammes Équivalent Quercétine par gramme de Matière Sèche
MS / MV	Matière Sèche / Matière Végétale
NADPH	Nicotinamide Adénine Dinucléotide Phosphate
nm	Nanomètre
NO	Monoxyde d'azote
NOS	Synthases du monoxyde d'azote
p	Valeur de probabilité
RSA	Radical Scavenging Activity
SEM	Standard Error of the Mean
SEP	Sclérose en Plaques
SLA	Sclérose Latérale Amyotrophique
TCT	Tanins Condensés Totaux
TPTZ	2,4,6-tri(2-pyridyl)-1,3,5-triazine
UV	Rayonnements Ultra-violet
UV-Vis	Ultraviolet-Visible
Vit C	Vitamine C (L-acide ascorbique).

Liste des figures

- Figure 01** Formes des feuilles du figuier : (a) entière, (b) base décurrente, (c) base tronquée, (d) base cordiforme, (e) base éperonnée, lobes latéraux, (f) base éperonnée, lobes lyriques, (h) base éperonnée, lobes linéaires
- Figure 02** Coupe longitudinale d'une figue
- Figure 03** Infrutescence de *Ficus carica* L.
- Figure 04** latex du figuier
- Figure 05** Répartition mondiale de *Ficus carica* L.
- Figure 06** Différentes formes de la feuille d'olivier
- Figure 07** Fruit de l'olivier
- Figure 08** Fleurs d'olivier
- Figure 09** Répartition mondiale de *Olea europaea* L.
- Figure 10** Attaque des radicaux libres sur une cellule : Etat de stress oxydant
- Figure 11** squelette de base des polyphénols
- Figure 12** Structure chimique des acides phénoliques
- Figure 13** Structure de base des flavonoïdes
- Figure 14** Structures de base des principaux flavonoïdes
- Figure 15** Structure chimique des stilbènes
- Figure 16** structure chimique de lignanes
- Figure 17** Types de tanins et leurs structures de base
- Figure 18** Emplacement géographique des sites de collecte des feuilles de *Ficus carica* L. et d'*Olea europaea* L.
- Figure 19** Feuilles de *Ficus carica* et d'*Olea europaea*.
- Figure 20** Organigramme de la démarche expérimentale pour les Feuilles de *Ficus carica* L. et d'*Olea europaea* L.
- Figure 21** évaporateur rotatif Bushi
- Figure 22** Lyophilisateur (Christ)
- Figure 23** La gamme étalon à l'acide gallique pour le dosage des CPT
- Figure 24** La gamme étalon à la quercétine pour le dosage des FT
- Figure 25** La gamme étalon à la catéchine pour le dosage des TC
- Figure 26** La gamme étalon à la vitamine C pour le test DPPH
- Figure 27** La gamme étalon à la vitamine C pour le test FRAP
- Figure 28** Aspect visuel des extraits de feuilles de figuier (FF) et d'olivier (FO) obtenus par extraction organique et aqueuse.
- Figure 29** Effet de la méthode d'extraction sur le rendement des extraits des feuilles de figue et d'olive.
- Figure 30** Effet des solvants sur le rendement des extraits des feuilles de figue et d'olive.
- Figure 31** Les tests DPPH et FRAP des différents extraits des feuilles d'olive.

Liste des tableaux

- Tableau 01** Classification botanique du figuier (*Ficus carica* L.)
- Tableau 02** Composition chimique du métabolisme primaire des feuilles de *Ficus carica* L. en (%)
- Tableau 03** Classification botanique de l'Olivier (*Olea europaea* L.)
- Tableau 04** Travaux antérieurs de *Ficus carica* L. et d'*Olea europaea* L.
- Tableau 05** Principales pathologies et conditions cliniques associées au stress oxydatif.
- Tableau 06** Solvants et réactifs utilisés au cours de l'étude
- Tableau 07** Les caractéristiques des échantillons étudiés
- Tableau 08** Le rendement des différents extraits des feuilles de figue et d'olive
- Tableau 09** Étude statistique de l'influence de la méthode d'extraction et du solvant sur le rendement des extraits des feuilles de figue et d'olive
- Tableau 10** Les teneurs en composés phénoliques totaux (CPT), flavonoïdes totaux (FT) et tanins condensés totaux (TCT) dans les différents extraits des feuilles de figue et d'olive
- Tableau 11** Activités antioxydantes des différents extraits des feuilles de figue et d'olive.
- Tableau 12** Évaluation de l'effet de synergie entre les extraits de feuilles de figuier (*Ficus carica*) et d'olivier (*Olea europaea*) via les tests DPPH et FRAP

Introduction

Introduction

L'usage des végétaux à des fins thérapeutiques est une pratique ancestrale qui remonte aux premières civilisations humaines (Petrovska, 2012). Une plante est définie comme médicinale lorsqu'elle contient, dans l'un de ses organes, des molécules capables d'exercer une action curative ou servant de base à la synthèse de médicaments (Sofowora *et al.*, 2013). Il y a plus de 80 % de la population mondiale dépend encore directement des extraits végétaux pour ses besoins de santé primaires (Joy *et al.*, 1998). Cette importance globale s'explique par la sécurité d'emploi des produits naturels face aux effets secondaires croissants des molécules de synthèse (Petrovska, 2012).

Cette efficacité biologique repose sur la présence de constituants naturels appelés métabolites secondaires. Contrairement aux métabolites primaires liés à la survie de la cellule, ces composés, tels que les flavonoïdes et les acides phénoliques, assurent la défense de la plante contre les agressions extérieures et les rayonnements UV (Crozier *et al.*, 2006). Pour l'être humain, la consommation de ces biomolécules offre une protection contre diverses pathologies chroniques (Donovan *et al.*, 2006), notamment le stress oxydatif. Ce phénomène se définit comme une rupture de l'équilibre entre la production d'espèces réactives de l'oxygène et les systèmes de défense de l'organisme (Betteridge, 2000). Ce déséquilibre entraîne des dommages irréversibles sur les protéines, l'ADN et les membranes cellulaires (Storz et Imlay, 1999). Face à l'insuffisance des antioxydants endogènes, l'apport de micronutriments végétaux devient crucial pour neutraliser les radicaux libres et maintenir l'homéostasie cellulaire (Sies *et al.*, 2017).

Dans cette optique, l'étude de *Ficus carica L.* (le figuier) et *Olea europaea L.* (l'olivier) présente un intérêt scientifique majeur. Ces deux espèces emblématiques du bassin méditerranéen sont exploitées depuis l'Antiquité pour leurs vertus nutritionnelles et médicinales (Zohary *et al.*, 2012). Le figuier est reconnu pour sa richesse en dérivés de sitostérol aux effets cytotoxiques, tandis que l'olivier se distingue par sa forte teneur en oléuropéine et en hydroxytyrosol, des antioxydants puissants (Crozier *et al.*, 2006). Dans ce contexte, la présente étude est réalisée dans le cadre de la valorisation des bioressources Algériennes, en particulier de la région de Djelfa, visant à évaluer le pouvoir antioxydant des extraits de feuilles de figuier et d'olivier.

Dans la littérature, il est clairement établi que la nature des composés bioactifs extraits dépend fortement des procédés mis en œuvre. C'est pourquoi notre travail met un accent

particulier sur l'influence des méthodes d'extraction et l'utilisation de différents solvants sur le rendement. De plus, au-delà de l'évaluation individuelle de chaque plante, cette recherche explore l'effet de synergie généré par la combinaison des deux plantes, afin de vérifier si leur association permet d'optimiser l'efficacité antioxydante.

Pour répondre à ces objectifs, ce mémoire est structuré en deux parties principales :

- La première partie est consacrée à la synthèse bibliographique et répartie en deux chapitres. Le premier chapitre présente une description botanique, écologique, la composition chimique l'usage du figuier et de l'olivier. Le deuxième chapitre expose les concepts liés au stress oxydatif et décrit les antioxydants naturels, particulièrement les composés phénoliques.
- La deuxième partie présente l'étude expérimentale. Le chapitre 1 est consacré au matériel et méthodes, l'ensemble des études *in vitro* ; à savoir l'extraction des composés phénoliques, dosage quantitatif des CPT, FT et TCT et l'évaluation du pouvoir antioxydant des extraits en adoptant deux tests : le test DPPH• et le test FRAP. Enfin, le chapitre 2 est dédié à la présentation, l'interprétation et la discussion des résultats de l'ensemble des études *in vitro* et la mesure de l'effet de synergie entre les deux espèces.

Partie I

Synthèse bibliographique

Chapitre 1

Présentation des deux plantes *Ficus carica* L. et *Olea europaea* L.

1. *Ficus carica L.*

Le figuier commun est identifié sous le nom scientifique de *Ficus carica L.* Il appartient à la famille des *Moraceae* (Morton, 1987). Cette famille regroupe environ 40 genres distincts. À l'échelle mondiale, Elle compte plus de 1 400 espèces identifiées. Parmi elles, le genre *Ficus* se distingue comme l'un des plus illustres, englobant à lui seul environ 700 espèces (Flaishman *et al.*, 2008). Originaire d'Asie Mineure, cet arbre a réussi à coloniser de nombreux habitats à travers le monde (Lansky et Paavilainen 2011).

1.1. Description botanique et morphologique de l'espèce

Ficus carica est un arbre fruitier à croissance relativement rapide (Zohary *et al.*, 2012). C'est un arbre subtropical caduc. Sa silhouette dépend de la variété : certaines ont un port dressé et compact, tandis que d'autres sont ouvertes avec des branches retombantes (Flaishman *et al.*, 2008). Le bois est tendre et léger, caractérisé par une moelle centrale blanche et spongieuse (Janick et Paull, 2008). Son tronc est étroit, avec un diamètre qui dépasse rarement 17,5 centimètres (Morton, 1987). Si l'arbre se développe naturellement, sa canopée peut atteindre une hauteur de 15 mètres (Janick et Paull, 2008). La classification botanique de *Ficus carica* est présentée dans le Tableau 01 (Chawla *et al.*, 2012).

Tableau 01 : Classification botanique du figuier (*Ficus carica L.*) (Chawla *et al.*,2012)

Règne	Plantae
Embranchement	Magnoliophyta
Sous-embranchement	Spermatophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Hamamelididae
Ordre	Utricales
Famille	Moraceae
Genre	<i>Ficus</i>
Espèce	<i>Ficus carica L.</i>

1.1.1. Feuilles

Les feuilles sont caduques et présentent une forme palmée (**Figure 01**). Le limbe est profondément divisé en 3 à 7 lobes. La feuille peut atteindre 25 cm de longueur et de largeur. Sa texture est épaisse, avec une face supérieure rugueuse et une face inférieure couverte de poils doux (**Morton, 1987**). La morphologie foliaire est une caractéristique génétique stable, essentielle pour l'identification des cultivars (**Janick et Paull, 2008**).

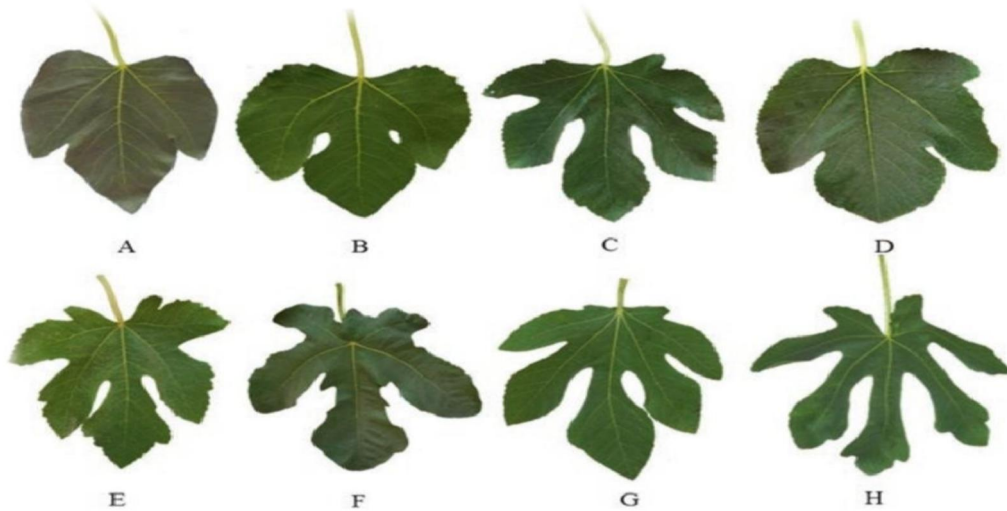


Figure 01 : Formes des feuilles du figuier : (a) entière, (b) base décurrenente, (c) base tronquée, (d) base cordiforme, (e) base éperonnée, lobes latéraux, (f) base éperonnée, lobes lyriques, (h) base éperonnée, lobes linéaires (**Ramadan, 2023**).

1.1.2. Fruits

Le fruit mesure entre 2,5 et 10 cm de long. L'épiderme est fin et sa coloration varie selon les cultivars du vert jaunâtre au bronze ou au violet foncé (**Figure 02**) (**Morton, 1987**). La figue consommée n'est pas un fruit simple mais un fruit agrégé. Les véritables fruits, au sens botanique, sont les akènes (souvent appelés pépins) qui se développent à l'intérieur du sycone après la fécondation (**Zohary et al., 2012**). Chaque sycone contient entre 30 et 1 600 graines dont la taille varie de moyenne à minuscule. Une fois séchées, ces graines renferment environ 30 % d'une huile fixe (**Morton, 1987**).

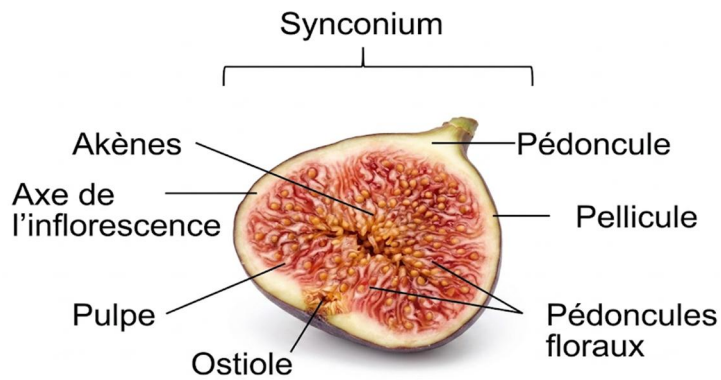


Figure 02 : Coupe longitudinale d'une figue (Haesslein et Oreiller, 2008).

1.1.3. L'inflorescence

Le *syconium*, appelé « sycone », est un réceptacle charnu creux dont l'intérieur est recouvert de fleurs unisexuées (Figure 03) (Janick et Paull, 2008). Ces fleurs ne sont accessibles que par une ouverture apicale appelée « ostiole » (Flaishman *et al.*, 2008). L'espèce est gynodioïque : les individus mâles (caprifiguiers) portent des fleurs mâles et des fleurs femelles à styles courts, tandis que les individus femelles ne portent que des fleurs à styles longs (Janick et Paull, 2008).



Figure 03 : Infrutescence de *Ficus carica* L.¹

1.1.4. Racines

L'arbre développe des racines fibreuses caractérisées par une extension latérale très importante. Ce système peut couvrir une surface représentant trois fois le diamètre de la canopée (Janick et Paull, 2008). Elles ont la capacité unique de traverser des structures en béton ou d'autres obstacles naturels pour atteindre les ressources nécessaires (Lansky et Paavilainen 2011).

¹ https://www.florealpes.com/fiche_ficuscarica.php

a. Latex

L'ensemble de la plante et les fruits immatures contiennent des cellules laticifères sécrétant un latex blanc laiteux (**Figure 04**). Ce liquide renferme du caoutchouc naturel (cis-1,4-polyisoprène) et diverses protéines de défense (**Janick et Paull, 2008**). Parmi ces dernières, on identifie des chitinases, des peroxydases et des inhibiteurs de trypsine (**Flaishman *et al.*, 2008**). Il est surtout riche en ficine, une enzyme protéolytique extrêmement active (**Lansky et Paavilainen 2011**).

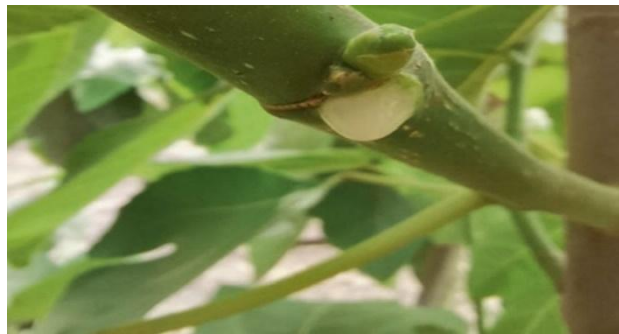


Figure 04 : latex du figuier (**Ramadan, 2023**).

1.2. Répartition écologique de *Ficus carica* L.

Ficus carica présente une large distribution mondiale (**Figure 05**), principalement dans les régions de climat tempéré chaud, subtropical et tropical (**Morton, 1987**). Cet arbre se caractérise par une grande plasticité développementale, lui permettant de s'adapter à des environnements variés (**Boudchicha *et al.*, 2018**). Il est considéré comme indigène d'Asie occidentale. Son centre de diversité originel englobe le Proche-Orient, notamment le sud de la Turquie, le Levant et le bassin égéen (**Zohary *et al.*, 2012**). En 2024, la Turquie s'impose comme le leader mondial avec une production de 375 000 tonnes. L'Égypte occupe le deuxième rang avec 217 194,01 tonnes, suivie de l'Algérie qui totalise 114 936,84 tonnes. Asie, l'Iran (75 432,09 tonnes) et l'Afghanistan (59 915,72 tonnes) demeurent des producteurs majeurs. L'Espagne domine la production européenne avec 55 420 tonnes. (**FAOSTAT, 2024**).

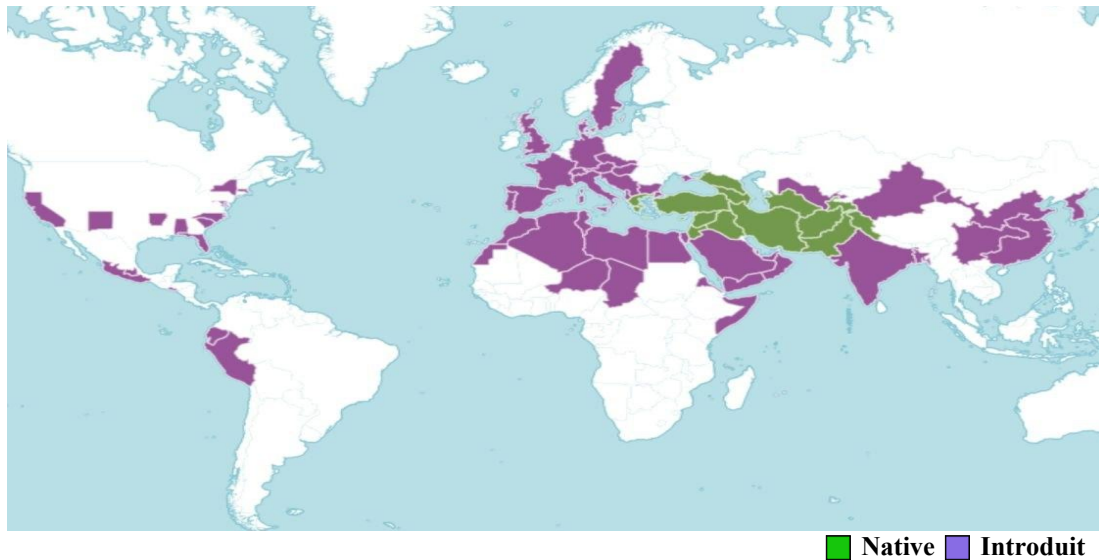


Figure 05 : Répartition mondiale de *Ficus carica* L.²

L'Algérie se positionne comme le troisième producteur mondial de figues, avec une récolte s'élevant à 1 149 368,84 tonnes pour une superficie récoltée de 37 431 hectares (FAOSTAT, 2024). Sur le plan de la répartition géographique, le figuier est présent dans tous les étages bioclimatiques du pays. Toutefois, le cœur de la production se concentre principalement dans les massifs montagneux de la Kabylie et de l'Est, notamment dans les wilayas de Bejaia, Tizi Ouzou et Sétif (Boudchicha *et al.*, 2018).

1.3. Composition chimique des feuilles de figuier

La composition chimique majeure des feuilles de *Ficus carica* est représentée dans le **Tableau 02**, révèle une organisation biochimique complexe et spécialisée. Au niveau des glucides, la photosynthèse foliaire assure la conversion de l'énergie lumineuse en glucose (Oliveira *et al.*, 2009), bien que le saccharose demeure systématiquement le sucre prédominant au sein du limbe (Sarkhosh *et al.*, 2022). Sur le plan protéique, le figuier se distingue par sa capacité à transformer le nitrate en ammonium directement dans ses tissus foliaires (Sarkhosh *et al.*, 2022), un métabolisme qui soutient notamment la synthèse de la ficine, une enzyme protéolytique majeure (Badgujar *et al.*, 2014). La fraction lipidique intègre, quant à elle, des constituants triterpéniques aux fonctions cellulaires variées, tels que l'acide oléanolique et le bauerenol (Mawa *et al.*, 2013). Par ailleurs, l'équilibre des acides organiques est marqué par prédominance de l'acide malique, représentant jusqu'à 96 % des acides totaux (Oliveira *et al.*, 2009). Enfin, alors que les chlorophylles assurent la production d'énergie primaire sous réserve

² Source : <https://www.kew.org/sites/default/files/2023-03/fig%20map.png>

d'une stabilité métabolique face au stress salin (**Sarkhosh et al., 2022**), l'homéostasie minérale se traduit par le stockage du surplus de carbonate de calcium dans des cellules épidermiques spécialisées nommées lithocystes (**Sarkhosh et al., 2022**).

Tableau 02 : Composition chimique du métabolisme primaire des feuilles de *Ficus carica* L. en (%) (**EL-Shobaki et al., 2010**)

Composants	Teneur (%)
Humidité	65,90
Cendres	5,30
Protéines	5,90
Lipides	0,81
Fibres	4,50
Glucides	17,59

Le métabolisme secondaire des feuilles de *Ficus carica* L. se caractérise par une synthèse importante d'acides hydroxycinnamiques, incluant les acides 3-O et 5-O-cafféoylquinique ainsi que l'acide férulique (**Oliveira et al., 2009**). Ces composés jouent un rôle essentiel dans la neutralisation des radicaux libres et contribuent à l'activité antioxydante de la plante (**Mawa et al., 2013 ; Sarkhosh et al., 2022**). Les feuilles sont également riches en flavonoïdes, principalement sous forme de glycosides de flavonols tels que la rutine, la quercétine-3-O-glucoside, la lutéoline et l'apigénine (**Oliveira et al., 2009 ; Mawa et al., 2013**), assurant une protection efficace des structures cellulaires contre les rayonnements UV (**Oliveira et al., 2009**). Parallèlement, la plante synthétise des furanocoumarines photoactives caractéristiques, telles que le psoralène, le bergaptène et l'ombelliférone (**Mawa et al., 2013 ; Sarkhosh et al., 2022**). Le profil lipophile est, quant à lui, marqué par la présence de triterpènes tels que le bauérénol, l'acétate de lupéol et l'acide oléanolique, ainsi que des stérols comme le β -sitostérol (**Mawa et al., 2013**). Les feuilles contiennent aussi divers composés volatils, incluant des aldéhydes (hexanal), des alcools (alcool benzylique) et des sesquiterpènes comme le germacrène D et le β -caryophyllène, molécules essentielles à la signature aromatique et aux mécanismes de défense chimique de la plante. Enfin, le limbe contient des pigments spécifiques, principalement la cyanidine-3-O-rutinoside, la cyanidine-3-O-glucoside et la pélargonidine-3-glucoside, qui contribuent massivement à la capacité antioxydante totale et à la coloration protectrice des tissus (**Mawa et al., 2013 ; Sarkhosh et al., 2022**).

1.4. Utilisation traditionnelle de figuier

Le bois de l'arbre a servi traditionnellement à la sculpture d'objets symboliques. Dans le domaine agroalimentaire, la ficine extraite du latex est employée pour l'attendrissement des viandes (**Janick et Paull, 2008**). Les feuilles étaient employées traditionnellement sous forme de décoction pour la gestion du diabète (**Ross, 2003**). Le latex blanc du figuier était appliqué localement pour éliminer les verrues, les cors et les tumeurs cutanées (**Badgujar et al., 2014**). Le latex servait de présure végétale pour la coagulation du lait dans la fabrication artisanale du fromage (**Dalby, 2003**). Ce fluide vasculaire servait également de traitement contre les piqûres d'insectes et les morsures d'animaux envenimés (**Ross, 2003**). Des cataplasmes de figues sèches bouillies dans du lait étaient formulés pour désinfecter et désodoriser les ulcères malins (**Duke, 2002**). Les feuilles, nommées thria, étaient utilisées en cuisine pour envelopper le poisson ou préparer des plats farcis (**Dalby, 2003**).

2. *Olea europaea* L.

L'olivier appartient à la famille des *Oleaceae*. Cette famille comprend environ 25 à 30 genres distincts. Elle regroupe un ensemble d'environ 600 espèces répartis dans les régions tempérées et tropicales (**Rugini et al., 2016**). Le genre *Olea* comprend au moins 30 à 35 espèces distinctes (**Therios, 2009**). Cet arbre est caractérisé par une longévité remarquable, lui permettant de vivre plusieurs siècles (**International Olive Council, 2007**). Il est à croissance relativement lente (**Zohary et al., 2012**).

2.1. Description botanique et morphologique de l'espèce

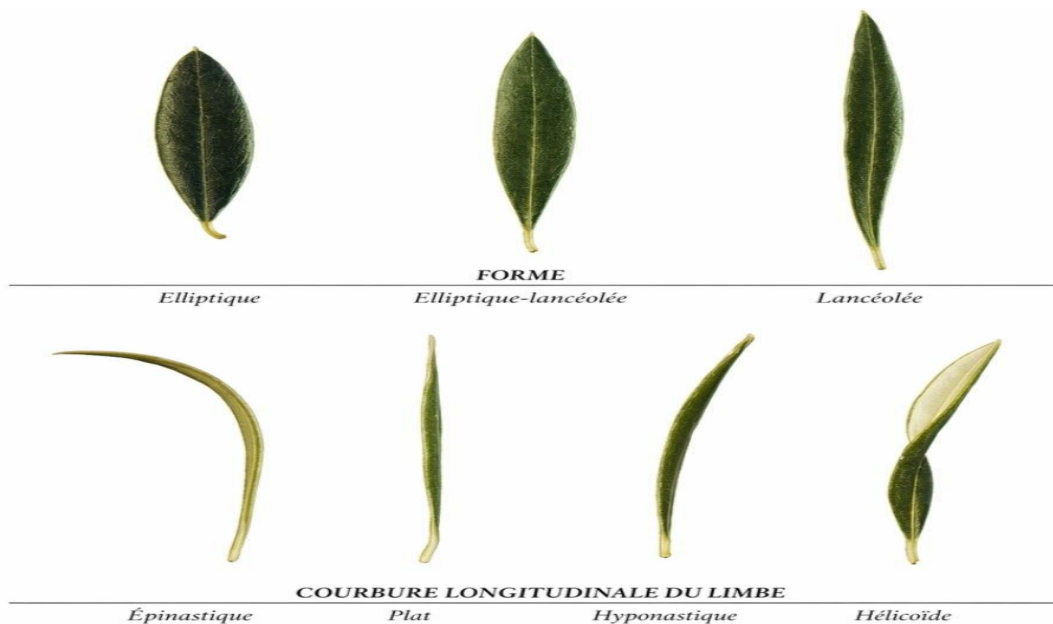
L'olivier est un arbre ligneux à feuilles persistantes. En milieu naturel, il peut atteindre une hauteur de 15 à 20 mètres. Son tronc est cylindrique avec une surface irrégulière présentant de nombreux renflements. Le bois est de couleur jaunâtre et devient plus sombre vers le cœur du tronc (**Therios, 2009**). La structure de l'arbre présente des caractéristiques spécifiques à la base du tronc, où se développent des excroissances nommées uovuli (**Zohary et al., 2012**). La classification botanique d'*Olea europaea* est présentée dans le **Tableau 03** (**Ghedira, 2008**).

Tableau 03 : Classification botanique de l'Olivier (*Olea europaea* L.) (Ghedira, 2008)

Règne	Plantae
Embranchement	Magnoliophyta
Sous-embranchement	Magnoliophytina
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Dialypétales
Ordre	Lamiales
Famille	Oleaceae
Genre	<i>Olea</i>
Espèce	<i>Olea europaea</i> L.

2.1.1. Feuilles

Les feuilles sont simples, coriaces et vivent généralement entre deux et quatre saisons (Figure 06). Elles sont disposées de manière opposée et décussée le long des rameaux (Rugini *et al.*, 2016). Les feuilles sont classées en trois formes : elliptiques, elliptiques-lancéolées ou lancéolées (International Olive Council, 2007). La face supérieure est vert foncé et luisante, tandis que la face inférieure est couverte de poils protecteurs appelés trichomes ou écailles peltées (Rugini *et al.*, 2016).

**Figure 06** : Différentes formes de la feuille d'olivier (International Olive Council, 2007).

2.1.2. Fruits

Le fruit est une drupe charnue, de forme sphérique ou elliptique (**Figure 07**). Il est constitué de trois parties anatomiques distinctes. L'épicarpe (la peau) représente 1 à 3 % du poids et est recouvert d'une couche de cire. Le mésocarpe (la pulpe) constitue 70 à 80 % du fruit et contient l'huile. L'endocarpe (le noyau ligneux) représente 10 à 27 % du poids total. La coloration évolue du vert au noir violacé lors de la maturation complète (**Therios, 2009**). Sa teneur en huile peut atteindre jusqu'à 30 % du poids frais de la pulpe (**Janick et Paull, 2008**). L'amertume caractéristique du fruit et de l'huile est principalement due à un composé phénolique spécifique, l'oleuropéine (**Therios, 2009**).

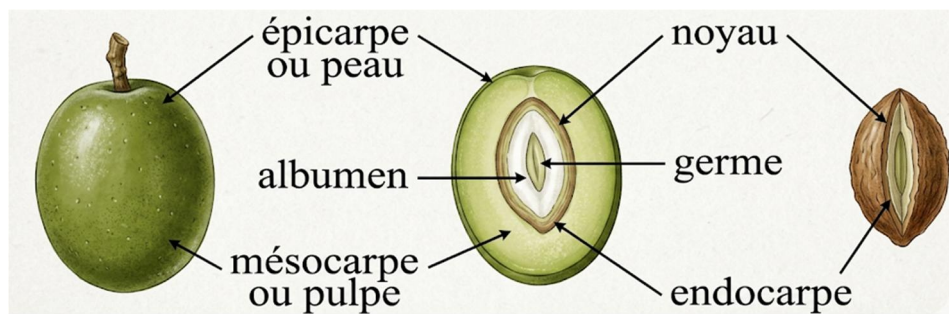


Figure 07 : Fruit de l'olivier (**Rossini, 1999**).

2.1.3. L'inflorescence

Les fleurs de l'olivier sont regroupées en inflorescences de type panicule qui naissent à l'aisselle des feuilles (**Figure 08**). Une inflorescence mesure généralement entre 1,5 et 4 cm de long. Selon les cultivars et les conditions de croissance, elle porte entre 10 et 35 petites fleurs blanc crème. Sur le plan structural, la fleur est petite et présente une symétrie actinomorphe. Elle se compose d'un calice vert à quatre segments et d'une corolle tubulaire blanche à quatre lobes (**Therios, 2009 ; Rugini et al., 2016**).



Figure 08 : Fleurs d'olivier³

2.1.4. Racines

Le système racinaire de l'olivier est caractérisé par son extension et sa plasticité. Les racines se concentrent principalement dans les 60 à 70 premiers centimètres du sol. En milieu aride, les racines peuvent s'étendre latéralement sur une surface sept à huit fois plus vaste que la canopée (Therios, 2009).

2.2. Répartition écologique d'*Olea europaea* L.

L'olivier est originaire d'une vaste zone incluant le bassin méditerranéen, l'Asie centrale et certaines parties de l'Afrique (Therios, 2009). La communauté scientifique s'accorde sur le fait que l'olivier a été domestiqué pour la première fois au Levant (Rugini et al., 2016 ; Zohary et al., 2012). Des études génétiques ont permis d'identifier trois centres de diversité principaux situés dans le bassin méditerranéen oriental, central et occidental (Rugini et al., 2016). Aujourd'hui, *Olea europaea* est cultivé dans toutes les zones de climat méditerranéen caractérisées par des hivers doux et des étés secs (Therios, 2009). L'Espagne domine la production mondiale avec 8 310 250 tonnes. La Turquie se positionne au deuxième rang avec 3 750 000 tonnes, suivie de l'Italie. En Afrique du Nord, la production est significative avec la Libye et l'Égypte (FAOSTAT, 2024). Le **tableau suivant** représente la répartition mondiale de *Olea europaea* L.

³ Source : <https://www.kew.org/sites/default/files/2020-10/Olive.png>

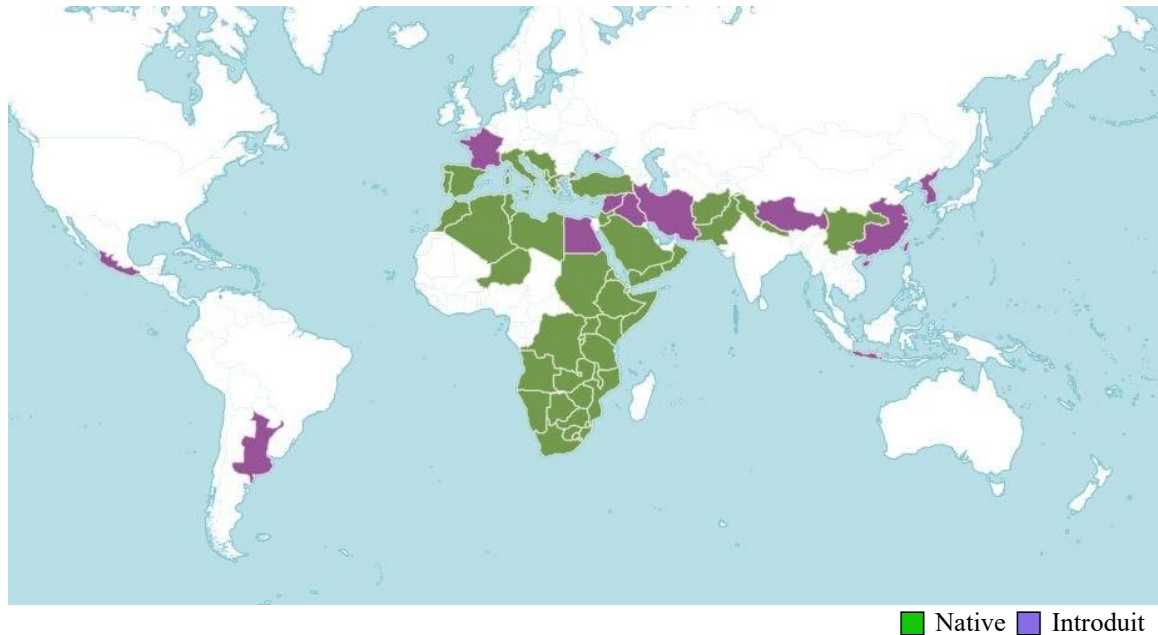


Figure 09 : Répartition mondiale de *Olea europaea* L.⁴

En 2024, l'Algérie se classe au neuvième rang mondial des pays producteurs d'olives. La production nationale s'élève à 913 242,78 tonnes, réalisée sur une superficie récoltée totale de 474 116 hectares (FAOSTAT, 2024).

2.3. Composition chimique des feuilles de l'olivier

Le métabolisme primaire des feuilles de l'olivier se caractérise par une dynamique biochimique spécifique, où le mannitol domine largement le pool carboné en représentant environ 70 % des sucres solubles (Therios, 2009). Ce polyol joue un rôle fondamental dans le transport du carbone ainsi que dans les processus d'osmorégulation (Talhaoui *et al.*, 2015). Par ailleurs, le métabolisme azoté s'avère particulièrement actif, le feuillage contient plus de 60 % de l'azote total de l'arbre. La protection des tissus est assurée par une cuticule épaisse, composée de cutine et de cires qui limite les pertes hydriques par transpiration (Therios, 2009). Au niveau des acides organiques impliqués dans les cycles énergétiques, l'acide quinique est identifié comme un constituant notable du métabolome foliaire (Talhaoui *et al.*, 2015). Concernant l'appareil photosynthétique, les chlorophylles assurent la capture de l'énergie lumineuse avec une concentration qui augmente durant l'expansion foliaire, atteignant son maximum fonctionnel dès que la feuille acquiert 40 % de sa taille finale. Enfin, l'homéostasie se traduit par une teneur en eau de 54 % de la masse fraîche, tandis que les minéraux représentent 3 % de la matière sèche,

⁴ <https://www.kew.org/sites/default/files/2020-10/Olive.png>

le potassium demeurant essentiel avec des seuils de suffisance compris entre 0,7 % et 0,9 % (Therios, 2009).

Le métabolisme secondaire des feuilles d'*Olea europaea L.* est caractérisé par une dominance de secoiridoïdes spécifiques aux *Oleaceae*, notamment l'oléuropéine, le ligstroside et l'oléacéine (Hashmi *et al.*, 2015), qui jouent un rôle important dans la défense contre les herbivores (Therios, 2009). Les feuilles présentent également une grande diversité de flavonoïdes, tels que la lutéoline-7-O-glucoside, la rutine, l'apigénine-7-O-glucoside et la quercétine (Ghanbari *et al.*, 2012) ; ces métabolites assurent une protection contre les rayonnements UV et participent à l'activité antioxydante globale de la plante (Therios, 2009 ; Talhaoui *et al.*, 2015). De plus, cette fraction se distingue par une richesse en phénols simples tels que l'hydroxytyrosol et le tyrosol, ainsi qu'en acides phénoliques incluant les acides caféique, vanillique et férulique (Talhaoui *et al.*, 2015). Ces composés assurent une fonction essentielle de piègeurs de radicaux libres pour neutraliser le stress oxydatif (Ghanbari *et al.*, 2012) et manifestent des propriétés antimicrobiennes contre divers pathogènes (Therios, 2009). Le profil lipophile des feuilles intègre des triterpènes pentacycliques tels que l'acide oléanolique, l'acide maslinique, l'érythrodiol et l'uvaol, ainsi que des stérols comme le β -sitostérol (Hashmi *et al.*, 2015), participant à la stabilité membranaire et possédant des propriétés biologiques importantes (Ghanbari *et al.*, 2012 ; Talhaoui *et al.*, 2015). Enfin, les feuilles contiennent également des lignanes (Hashmi *et al.*, 2015). Bien que présents en concentrations moindres, ces métabolites contribuent à la défense de la plante et renforcent le potentiel pharmacologique des extraits foliaires grâce à leurs propriétés antioxydantes (Talhaoui *et al.*, 2015).

2.4. Utilisation traditionnelle de l'olivier

En médecine traditionnelle, cette espèce est principalement reconnue pour sa capacité à réguler les taux de glucose, de cholestérol et d'acide urique dans l'organisme. Les feuilles et les fruits sont employés sous forme de décoctions pour traiter le diabète, l'hypertension et divers états inflammatoires (Hashmi *et al.*, 2015). En application externe, les extraits foliaires soignent l'eczéma, les infections oculaires et favorisent la cicatrisation des plaies (Duke, 2002 ; Ross, 2003). L'huile d'olive est reconnue pour ses vertus gastroprotectrices et laxatives (Duke, 2002). Elle est préconisée pour protéger les parois du tractus digestif et comme antidote contre l'empoisonnement au plomb (Duke, 2002). En médecine traditionnelle, elle soulage les maux d'oreilles, les brûlures et les contusions (Duke, 2002). Associée à d'autres extraits végétaux, elle est parfois appliquée pour prévenir le grisonnement prématuré des cheveux (Ross, 2003).

3. Travaux antérieurs des deux plantes

Le tableau suivant répertorie quelques études réalisées sur différentes parties des deux plantes.

Tableau 04 : Travaux antérieurs de *Ficus carica L* et d'*Olea europaea L.*

Activités étudiées	Partie de la plante	Solvants utilisés	Observations (Résultats clés)	Références
<i>Ficus carica L</i>				
Activité Antioxydante	Feuille	Eau, Méthanol, Éthanol, Acétone et n-Hexane	Les extraits méthanoliques ont présenté une activité antioxydante la plus élevée et cela pour les deux tests (DPPH et FRAP). Activité maximale → DPPH : 59,5 mM TE/g ; FRAP : 53,9 mM TE/g.	(Ivanov <i>et al.</i> , 2015)
	Feuille (10 variétés)	Méthanol	IC50 DPPH moyen : 849,21 µg/ml. Corrélation forte avec les polyphénols (r = 0,748).	(Mahmoudi <i>et al.</i> , 2016)
	Feuille (Maturité)	Eau / Méthanol	RSA max (~80 %) à 15 jours de maturité → déclin significatif à 60 jours.	(Nadeem <i>et al.</i> , 2018)
	Déchets de feuilles	Acétate d'éthyle, Eau, Éther de pétrole	Les extraits de l'acétate d'éthyle ont présenté une activité antioxydante la plus élevée et cela pour les deux tests (DPPH et ABTS). Efficacité supérieure → IC50 DPPH : 0,54 mg/ml ; ABTS : 80,28 %.	(Li <i>et al.</i> , 2021)
	Latex (pétiole)	Éthanol (75%), Méthanol	Variété 'White Genoa' montre la plus forte inhibition du radical → DPPH : 65,91 % ; ABTS : 98,96 %. Le test DPPH (66,67 %) de l'extrait méthanolique est supérieure à celui de l'éthanol pur.	(Shahinuzzaman <i>et al.</i> , 2020)
Activité Antimicrobienne	Feuille	Méthanol	Inhibition forte → <i>S. aureus</i> et <i>B. cereus</i> (Zone = 15 mm). MLC : 4,38 à 35 mg/ml.	(Mahmoudi <i>et al.</i> , 2016)
	Fruit séché	Mélange (Acétone, Méthanol, Acétate d'éthyle, Dichlorométhane)	Inhibition marquée → <i>P. mirabilis</i> (18,5 mm) ; <i>B. subtilis</i> (16 mm).	(Soni <i>et al.</i> , 2014)
Activité Antidiabétique	Fruit	Méthanol (80%)	Inhibition de l' α -amylase (IC50 : 3,58-17,3 mg/ml).	(Wojdylo <i>et al.</i> , 2016)
<i>Olea europaea L.</i>				

Activité Antioxydante	Feuille	Éthanol	L'éthanol s'est avéré être le meilleur solvant pour extraire les composés phénoliques avec une forte capacité antioxydante.	(Khelouf <i>et al.</i> , 2023)
	Feuille	Acétone	L'acétone a permis d'obtenir les extraits avec le plus grand potentiel antioxydant par les méthodes DPPH et ABTS.	(Borges <i>et al.</i> , 2020)
	Feuille	Méthanol	Potentiel antioxydant élevé, classé juste après l'acide ellagique et le sésamol parmi quatre produits phytochimiques.	(Hayes <i>et al.</i> , 2011)
	Feuille	Eau (Infusion)	Forte capacité de piégeage des radicaux libres (IC50 0,13 mg/ml pour la variété Chemlali) grâce à la richesse en oléuropeine.	(Zaïri <i>et al.</i> , 2020)
Activité antimicrobienne	Feuille	Eau	Forte activité contre cinq pathogènes alimentaires, avec des Concentration Minimale Inhibitrice allant de 2,5 à 60 mg/ml.	(Sánchez-Gutiérrez <i>et al.</i> , 2021)
	Feuille	Éthanol et Méthanol	L'éthanol a été le meilleur solvant pour extraire des composés actifs contre <i>S. aureus</i> (zone d'inhibition de 10,7 mm). Par contre, l'extrait méthanolique a eu la plus grande zone d'inhibition contre <i>S. aureus</i> (16,7 mm) et <i>E. coli</i> (16,7 mm).	(Borges <i>et al.</i> , 2020)
Activité anticancer et cytotoxique	Feuille	Éthanol (Oléuropeine)	Activité inhibitrice contre les cellules cancéreuses HeLa avec une CE50 de 0,19 mg/ml à 48h.	(Wang <i>et al.</i> , 2021)
	Feuille	Eau (Infusion)	Augmentation de la viabilité cellulaire sur oligodendrocytes murins (158N), confirmant l'absence de toxicité.	(Zaïri <i>et al.</i> , 2020)
Autres activités (HTA, Diabète)	Feuille	Méthanol / Eau	Propriétés hypotensives, hypoglycémiantes et hypouricémiantes démontrées.	(Silva <i>et al.</i> , 2006)

Chapitre 2

Stress oxydatif et antioxydants
naturels : les composés phénoliques

1. Stress Oxydatif et les Radicaux Libres

Le stress oxydatif se définit fondamentalement comme une rupture de l'équilibre physiologique entre les agents pro-oxydants et les mécanismes de défense antioxydants (**Figure 10**). Ce déséquilibre redox s'opère systématiquement en faveur des oxydants. Il en résulte une perturbation majeure de la signalisation cellulaire et du contrôle métabolique (**Sies, 2015**). D'un point de vue dynamique, cet état correspond à une élévation, transitoire ou chronique, de la concentration des espèces réactives au sein des tissus (**Lushchak, 2014**).

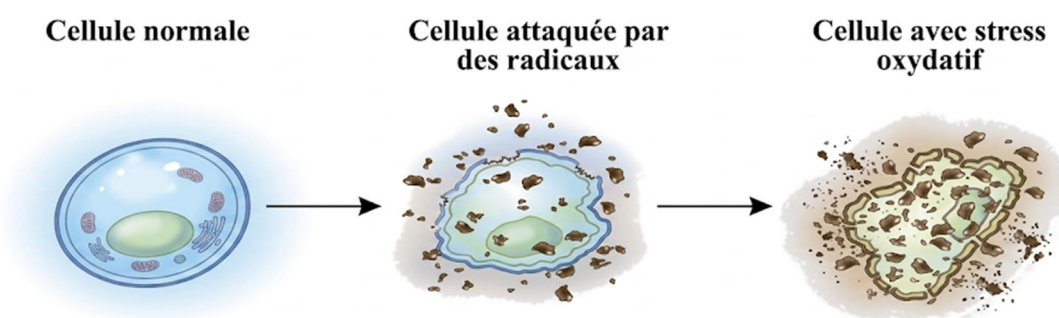


Figure 10 : Attaque des radicaux libres sur une cellule : Etat de stress oxydant (**Durand, 2018**).

Les radicaux libres sont des entités moléculaires ou des fragments atomiques caractérisés par la présence d'un ou plusieurs électrons non appariés sur leurs orbitales externes. Cette configuration électronique singulière engendre une instabilité thermodynamique marquée. Pour stabiliser leur structure, ces espèces manifestent une réactivité chimique souvent extrême envers les molécules environnantes (**Valko *et al.*, 2007**).

1.1. Principales espèces réactives

Les espèces réactives se divisent en deux grandes familles selon la nature de l'atome central : les espèces réactives de l'oxygène (ERO) et les espèces réactives de l'azote (ERA) (**Lushchak, 2014**). Leur réactivité chimique varie considérablement en fonction de leur configuration électronique (**Valko *et al.*, 2007**).

1.1.1. Les espèces réactives de l'oxygène (ERO)

Les ERO regroupent des molécules dérivées de la réduction incomplète de l'oxygène moléculaire (**Schieber et Chandel, 2014**). On les classe en formes radicalaires et non-radicalaires.

a. Formes radicalaires

- **Anion superoxyde ($O_2^{\cdot-}$)** : Il s'agit de l'ERO primaire générée principalement par la chaîne respiratoire mitochondriale ou les NADPH oxydases (**Schieber et Chandel, 2014**). Bien que sa réactivité directe soit limitée, il sert de précurseur central à d'autres espèces plus agressives (**Valko et al., 2007**). Il est incapable de diffuser loin de son site de production en raison de sa charge (**Lushchak, 2014**).
- **Radical hydroxyle ($OH\cdot$)** : C'est l'espèce radicalaire la plus instable et la plus réactive du monde biologique (**Valko et al., 2007**). Il se forme *in vivo* par la réaction de Fenton impliquant le peroxyde d'hydrogène et des métaux de transition (**Lushchak, 2014**). Sa réactivité est telle qu'il oxyde instantanément toute macromolécule à proximité immédiate (**Pacher et al., 2007**).

b. Formes non-radicalaires

- **Peroxyde d'hydrogène (H_2O_2)** : Cette molécule ne possède pas d'électron célibataire, ce qui lui confère une stabilité relative (**Schieber et Chandel, 2014**). Sa capacité à traverser les membranes cellulaires lui permet d'agir comme un second messenger indispensable à la signalisation redox (**Lushchak, 2014**). Elle est produite par la dismutation enzymatique du superoxyde (**Schieber et Chandel, 2014**).
- **Oxygène singulet (1O_2)** : Il représente un état d'excitation électronique de l'oxygène moléculaire (**Valko et al., 2007**). Très instable, il manifeste une forte réactivité envers les acides nucléiques, les protéines et les lipides insaturés (**Valko et al., 2007**).

1.1.2. Les espèces réactives de l'azote (ERA)

Les ERA sont des dérivés nitrosés résultant souvent de l'interaction entre l'oxygène et l'azote.

- **Monoxyde d'azote ($NO\cdot$)** : Ce radical libre gazeux est synthétisé par les synthases du monoxyde d'azote (NOS) (**Valko et al., 2007**). Il agit comme un messenger intercellulaire crucial régulant la vasomotricité et la neurotransmission (**Pacher et al., 2007**).
- **Peroxynitrite ($ONOO^-$)** : Bien qu'il ne soit pas un radical libre, le peroxynitrite est un oxydant puissant et une espèce nitrante majeure (**Pacher et al., 2007**). Il se forme quasi instantanément par la collision entre le $NO\cdot$ et l'anion superoxyde ($O_2^{\cdot-}$) (**Pacher et al., 2007**). Sa capacité à traverser les membranes lui permet d'induire des dommages

systémiques aux protéines, aux lipides et à l'ADN (Pacher *et al.*, 2007 ; Valko *et al.*, 2007).

1.2. Impact du déséquilibre oxydatif sur la santé

Le tableau suivant démontre l'impact du stress oxydatif sur l'organisme.

Tableau 05 : Principales pathologies et conditions cliniques associées au stress oxydatif.

Catégorie Pathologique	Maladies et états spécifiques	Références
Cancer et oncogenèse	Cancers du côlon, du sein, du poumon, de la prostate, du pancréas et mélanomes.	(Valko <i>et al.</i> , 2007 ; Reuter <i>et al.</i> , 2010)
Maladies cardiovasculaires	Athérosclérose, hypertension artérielle, insuffisance cardiaque chronique et resténose.	(Valko <i>et al.</i> , 2007 ; Pacher <i>et al.</i> , 2007 ; Giacco et Brownlee, 2010)
Maladies neurodégénératives	Maladie d'Alzheimer, maladie de Parkinson, sclérose en plaques (SEP) et sclérose latérale amyotrophique (SLA).	(Valko <i>et al.</i> , 2007 ; Reuter <i>et al.</i> , 2010 ; Pacher <i>et al.</i> , 2007)
Troubles métaboliques	Diabète de type 1 et type 2, obésité et syndrome métabolique.	(Giacco et Brownlee, 2010 ; Valko <i>et al.</i> , 2007 ; Lushchak, 2014)
Complications du diabète	Rétinopathie, néphropathie, neuropathie diabétique et dysfonction endothéliale.	(Giacco et Brownlee, 2010 ; Pacher <i>et al.</i> , 2007)
Maladies inflammatoires	Polyarthrite rhumatoïde, pancréatite chronique et maladies inflammatoires de l'intestin (Crohn, rectocolite hémorragique).	(Valko <i>et al.</i> , 2007 ; Reuter <i>et al.</i> , 2010 ; Pacher <i>et al.</i> , 2007)
Pathologies respiratoires	Fibrose pulmonaire et syndrome de détresse respiratoire aiguë (SDRA).	(Reuter <i>et al.</i> , 2010 ; Pacher <i>et al.</i> , 2007)
États physiologiques	Vieillesse cellulaire et sénescence.	(Finkel et Holbrook, 2000 ; Valko <i>et al.</i> , 2007 ; Reuter <i>et al.</i> , 2010)

2. Antioxydants et système de défense

Un antioxydant se définit scientifiquement comme une substance capable, à de faibles concentrations par rapport à un substrat, de retarder ou de prévenir l'oxydation de ce dernier. L'efficacité des composés phénoliques est intrinsèquement liée à leur architecture chimique, caractérisée par la présence de cycles benzéniques et de groupements hydroxyles (-OH). Cette structure permet une délocalisation des électrons efficace sur l'ensemble du système pi-conjugué, stabilisant ainsi l'espèce radicalaire résultante pour assurer la stabilité redox (Rice-Evans *et al.*, 1996).

Sur le plan mécanistique, ces métabolites agissent comme des piègeurs de radicaux libres par le transfert d'un électron ou d'un atome d'hydrogène. Parallèlement, ils fonctionnent comme des chélateurs de métaux pro-oxydants de transition, tels que le fer ou le cuivre, empêchant ainsi la formation d'espèces réactives hautement délétères (Tsao, 2010).

2.1. Antioxydants Naturels : Les Composés phénoliques

Les composés phénoliques constituent une famille de métabolites secondaires extrêmement hétérogène, regroupant plus de 8 000 structures identifiées. Leur classification académique repose prioritairement sur la nature de leur squelette carboné de base (Figure 11) et le nombre d'atomes de carbone associés (Bravo, 1998).

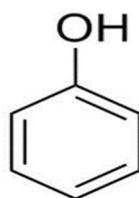


Figure 11 : squelette de base des polyphénols

2.1.1. Classification des composés phénoliques

- a. **Les Acides phénoliques** Cette classe se divise en deux groupes distincts selon leur configuration structurale (Figure 12) :
 - **Les dérivés hydroxybenzoïques (C₆-C₁)** : Ils possèdent un squelette de type acide benzoïque. Bien que leur présence soit globalement plus faible dans les végétaux comestibles, on retrouve des concentrations notables d'acide gallique ou protocatéchuique dans certains fruits rouges et oignons (Bravo, 1998 ; Manach *et al.*, 2004).
 - **Les dérivés hydroxycinnamiques (C₆-C₃)** : Caractérisés par une chaîne latérale à trois carbones, ils incluent des molécules ubiquitaires telles que les acides caféique, férulique, coumarique et sinapique (Bravo, 1998). L'acide chlorogénique, forme estérifiée de l'acide caféique, représente la principale source phénolique du café (Manach *et al.*, 2004).

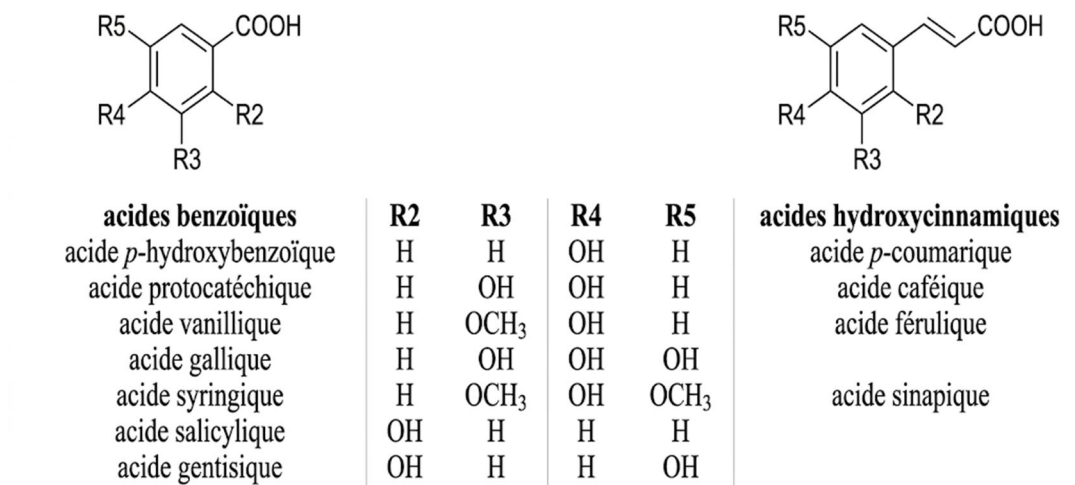


Figure 12 : Structure chimique des acides phénoliques (Chira *et al.*, 2008).

- b. **Les Flavonoïdes (C₆-C₃-C₆)** Constituant le groupe le plus vaste et le plus étudié, les flavonoïdes partagent un noyau de base composé de deux cycles benzéniques (A et B) reliés par un hétérocycle pyranique (C) (Figure 13) (Bravo, 1998). Ils sont subdivisés en fonction du degré d'oxydation et de la substitution du cycle central (Figure 14) (Manach *et al.*, 2004)

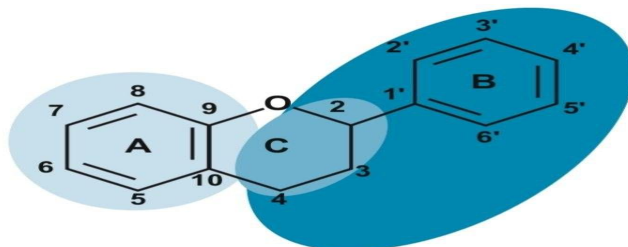


Figure 13 : Structure de base des flavonoïdes (Chira *et al.*, 2008).

- **Flavonols** : La quercétine est le représentant majeur, abondante dans les oignons et les pommes (Manach *et al.*, 2004).
- **Flavones** : Incluent l'apigénine et la lutéoline, présentes notamment dans le persil et le céleri (Manach *et al.*, 2004).
- **Flavanones** : Sous-classe caractéristique des agrumes, représentée par l'hespérétine et la naringénine (Manach *et al.*, 2004).
- **Flavanols (ou catéchines)** : Présents sous forme monomérique dans le thé vert et le cacao (Bravo, 1998 ; Manach *et al.*, 2004).

- **Anthocyanidines** : Pigments hydrosolubles (ex : cyanidine, delphinidine) responsables de la coloration rouge à bleue des baies et du raisin (**Bravo, 1998 ; Manach *et al.*, 2004**).
- **Isoflavones** : Caractérisées par la fixation du cycle B sur la position 3 du cycle C, elles sont quasi exclusivement présentes dans les légumineuses comme le soja (**Manach *et al.*, 2004**).

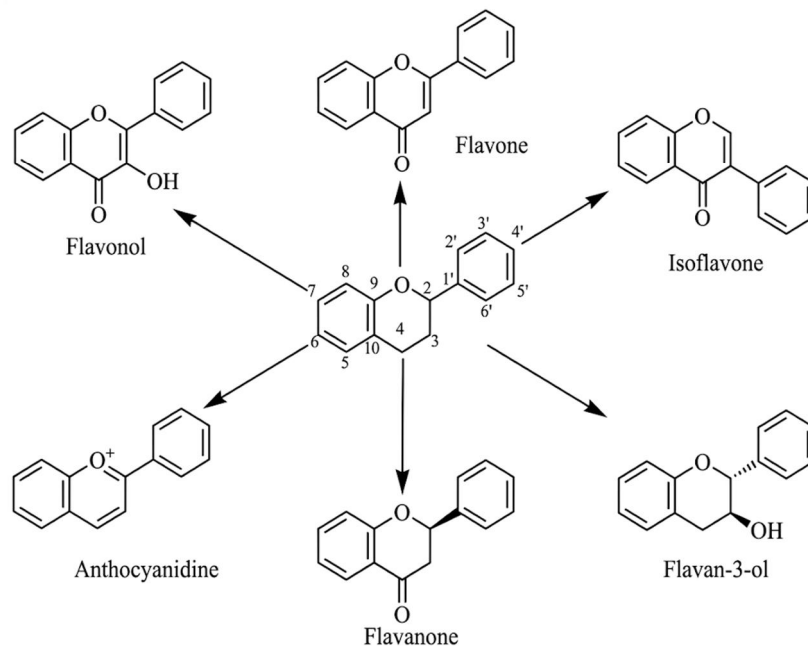


Figure 14 : Structures de base des principaux flavonoïdes (**Chira *et al.*, 2008**)

- c. **Les Stilbènes ($C_6-C_2-C_6$)** Ces molécules sont formées de deux noyaux phénoliques reliés par un pont éthylène. Bien que rares dans l'alimentation habituelle, le resvératrol (3,4',5-trihydroxystilbène) (**Figure 15**) est le stilbène le plus documenté, spécifiquement localisé dans la peau du raisin et le vin rouge (**Bravo, 1998 ; Manach *et al.*, 2004**).

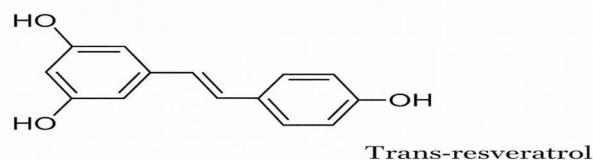


Figure 15 : Structure chimique des stilbènes (**Chira *et al.*, 2008**).

- d. **Les Lignanes ($(C_6-C_3)_2$)** résultent de la dimérisation de deux unités phénylpropaniques, créant une structure de type 2,3-dibenzylbutane (**Figure 16**) (**Bravo, 1998**). Leur source

alimentaire la plus riche demeure la graine de lin, qui contient des niveaux élevés de sécoisolaricirésinol (Manach *et al.*, 2004).

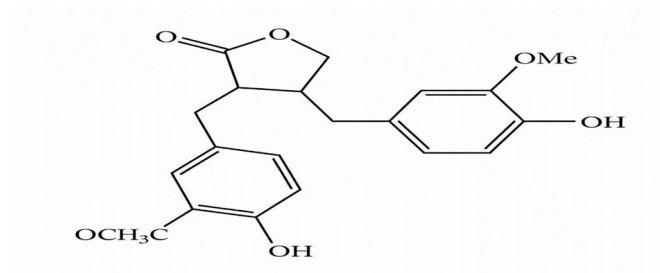


Figure 16 : structure chimique de lignanes (Muanda, 2010)

- e. Les **Tanins** sont des polymères de poids moléculaire élevé, classés en deux catégories fonctionnelles (Figure 17) (Bravo, 1998) :
- **Tanins hydrolysables** : Esters d'acide gallique (gallotanins) ou d'acide ellagique (ellagitanins) liés à un polyol, généralement le glucose (Bravo, 1998).
 - **Tanins condensés (ou proanthocyanidines)** : Polymères de flavanols (catéchines) responsables de l'astringence caractéristique de nombreux fruits, tels que la pomme, le raisin et le cacao (Bravo, 1998 ; Manach *et al.*, 2004).

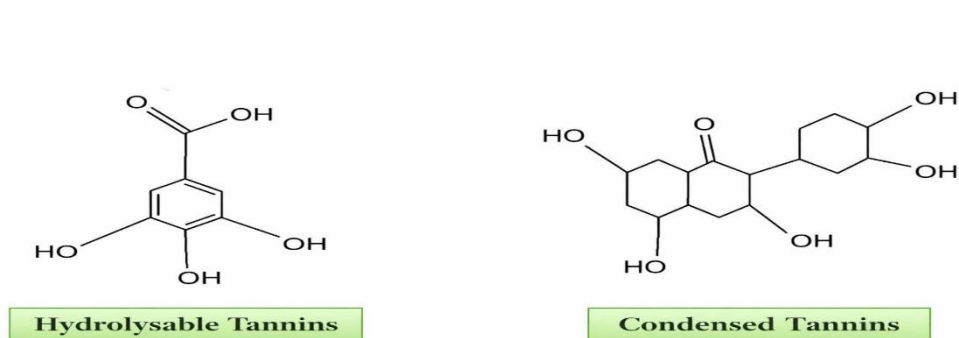


Figure 17 : Types de tanins et leurs structures de base (Ghosh, 2015).

Partie II

Partie expérimentale

Chapitre 1

Matériel et Méthodes

Ce travail a été réalisé au sein de laboratoire PFE de la Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie de l'Université Ziane Achour de Djelfa. Ce chapitre est consacré à l'ensemble des études expérimentales *in vitro* telles que les dosages quantitatifs et les activités antioxydantes des différents extraits de feuilles de figuier (*Ficus carica L.*) et d'olivier (*Olea europaea L.*).

1. Matériel végétal

Les feuilles de figuier (*Ficus carica L.*) et d'olivier (*Olea europaea L.*) utilisées dans la présente étude ont été récoltées à la mi-octobre 2025. Cette période a été choisie car elle correspond à la phase de maturation phénologique chez ces deux espèces. Le prélèvement du matériel végétal a été réalisé dans deux localités distinctes de la wilaya de Djelfa : la commune de Djelfa (**Site 1** : 30°40'44.67"N, 3°12'25.50"E) pour les feuilles de figuier, et la commune de Hassi Bahbah (**Site 2** : 35°04'53.52"N, 3°01'30.09"E) pour les feuilles d'olivier (**Figure 18**).



Figure 18 : Emplacement géographique des sites de collecte des feuilles de *Ficus carica L.* et d'*Olea europaea L.* (Google Earth Pro, 2026).

Les feuilles de figuier et d'olivier ont été nettoyées, laissées à température ambiante dans une pièce aérée à l'abri de la lumière pendant une durée d'environ trois semaines (**Figure 19**). Une fois séchées, les feuilles ont été broyées, tamisées et conservées dans des sacs en papier jusqu'à leur utilisation.



Figure 19 : Feuilles de *Ficus carica* et d'*Olea europaea*.

2. Matériel utilisé

Le matériel utilisé au cours de cette étude comprend principalement :

- Balance de précision
- Évaporateur rotatif (de type Rotavapor, Scilogex)
- Lyophilisateur (Christ)
- Spectrophotomètre UV-Visible (Beckman)
- Vortex électrique

3. Solvants et réactifs

Les solvants et réactifs utilisés au cours de cette étude sont présentés dans le tableau suivant :

Tableau 06 : Solvants et réactifs utilisés au cours de l'étude

Solvants et réactifs	Formule chimique
Eau distillée	H ₂ O
Méthanol	CH ₃ OH
Éthanol	C ₂ H ₆ O
Acétone	C ₃ H ₆ O
Acide gallique	C ₇ H ₆ O ₅
Carbonate de sodium	Na ₂ CO ₃
Folin-ciocalteau	/
Chlorure d'aluminium	AlCl ₃ .
Quercétine	C ₁₅ H ₁₀ O ₇
Vanilline	C ₈ H ₈ O ₃
Acide chlorhydrique	HCl
Catéchine	C ₁₅ H ₁₄ O ₆
DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle)	C ₁₈ H ₁₂ N ₅ O ₆
Acide ascorbique	C ₆ H ₈ O ₆
BHT (Butylhydroxytoluène)	C ₁₅ H ₂₄ O
Acide acétique	CH ₃ COOH
Acétate de sodium trihydraté	CH ₃ COONa·3H ₂ O
TPTZ (2,4,6-tri (2-Pyridyl) -1,3,5-triazine)	C ₁₈ H ₁₂ N ₆
Chlorure de fer (III)	FeCl ₃

4. Méthodes expérimentales

Le plan expérimental est résumé selon l'organigramme suivant (Figure 20) :

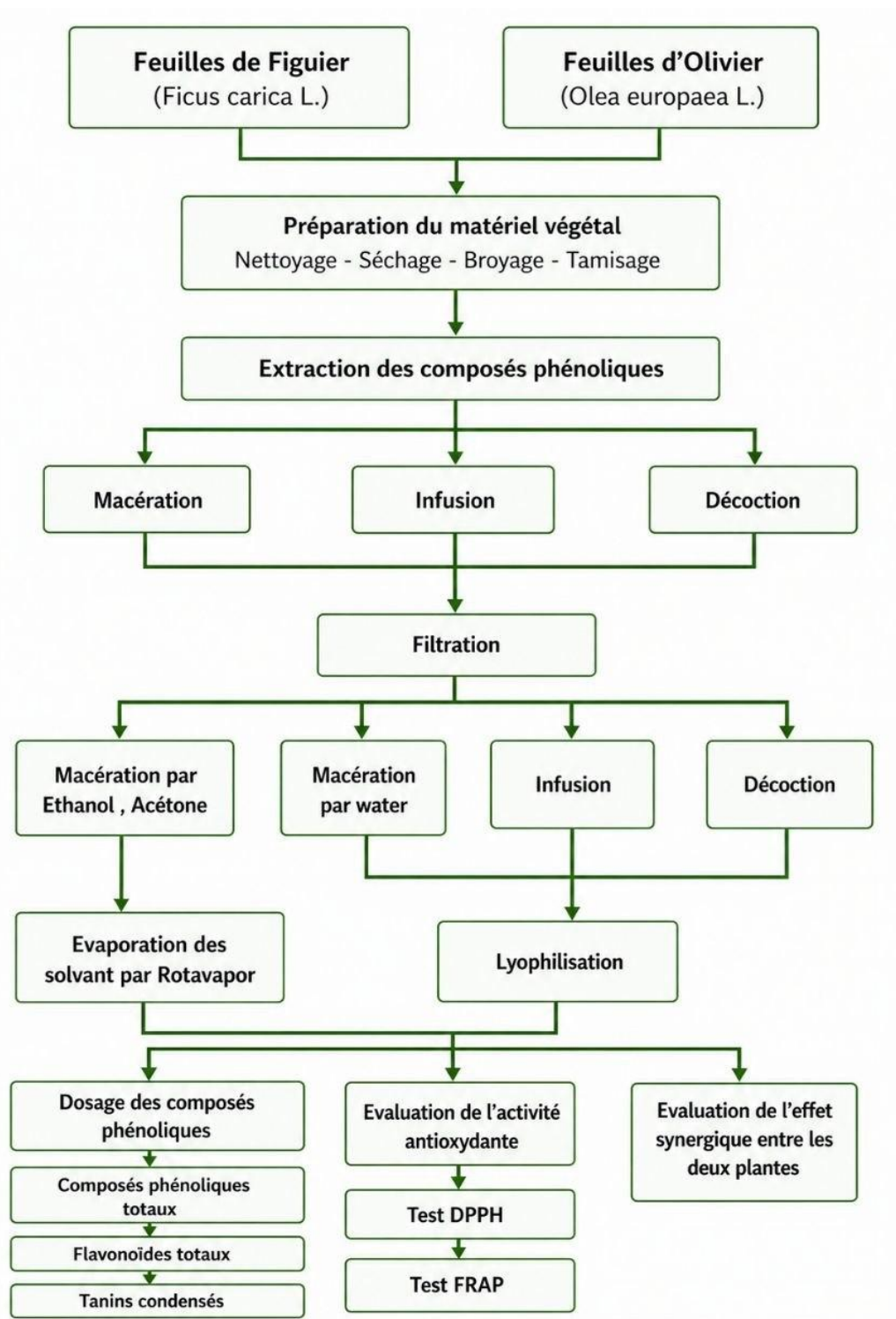


Figure 20 : Organigramme de la démarche expérimentale pour les feuilles de *Ficus carica L.* et d'*Olea europaea L.*

4.1. Extraction des composés phénoliques

Afin de comparer l'efficacité de l'extraction des composés phénoliques, un protocole a été appliqué. Pour chaque essai, une prise d'essai de 2 g de poudre de feuilles de *Ficus carica L.* et d'*Olea europaea L.* est mise en contact avec 40 ml de solvant, respectant ainsi un rapport solide-liquide de 1:20. Ce dispositif a été répété pour trois méthodes d'extraction distinctes selon le plan expérimental ci-dessus :

- **Macération** : La poudre végétale a été macérée dans chacun des trois solvants purs séparément (éthanol, acétone et eau distillée) pendant 24 heures. Les extraits éthanoliques et acétoniques ont été filtrés et les solvants ont été évaporés sous pression réduite à 45°C (**Figure 21**). Les résidus ont été récupérés dans 10 ml d'éthanol et conservés à 6°C jusqu'à l'utilisation (**Hefied et al. 2021**). Les extraits aqueux ont, quant à eux, été lyophilisés.

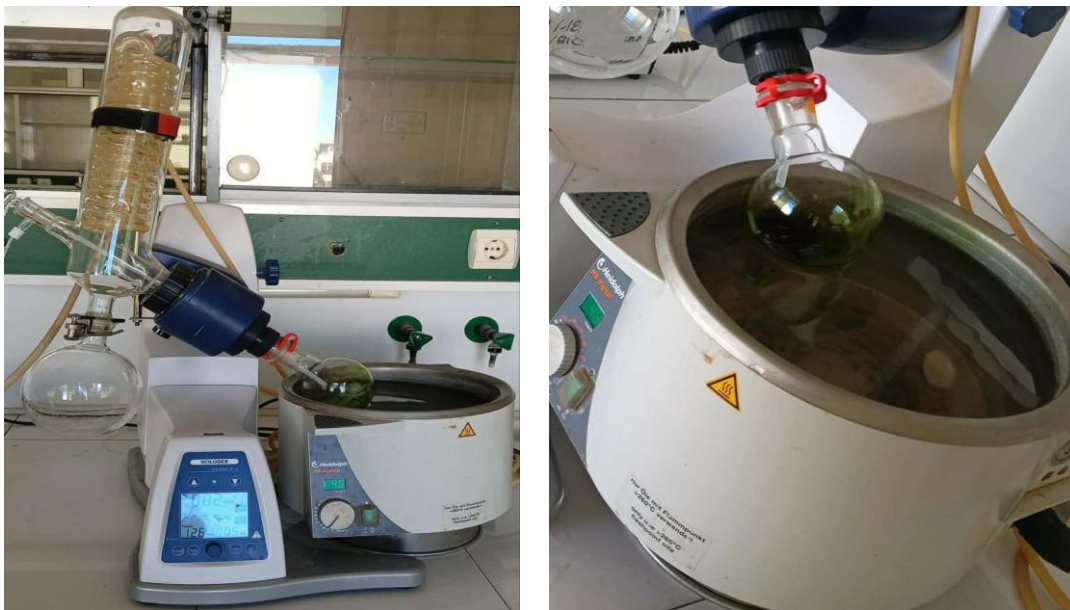


Figure 21 : évaporateur rotatif Bushi.

- **Infusion** : La poudre végétale a été infusée dans de l'eau distillée bouillante pendant 15 minutes. Cette étape a été suivie d'une filtration immédiate à chaud (**Checkouri et al. 2020**).
- **Décoction** : La poudre végétale a été maintenue à ébullition dans de l'eau distillée pendant 10 minutes. Le récipient a été recouvert durant toute l'opération afin d'éviter

l'évaporation du solvant et de maintenir un volume constant. Le mélange a ensuite été filtré à chaud (Turrini *et al.* 2020).

Tous les extraits aqueux obtenus ont été congelés puis soumis à une lyophilisation pour l'obtention d'un résidu sec (Figure 22).



Figure 22 : Lyophilisateur (Christ).

Un code a été attribué à chaque échantillon afin de faciliter son identification. Ce code indique respectivement , la partie de plante étudiée, l'espèce végétale, la méthode d'extraction utilisée ainsi que le solvant employé (Tableau 07). Ainsi, par exemple, le code FFME correspond à un extrait de feuilles de figuier obtenu par macération dans l'éthanol, tandis que le code FODW correspond à un extrait de feuilles d'olivier obtenu par décoction dans l'eau (W pour water).

Tableau 07 : Les caractéristiques des échantillons étudiés.

Échantillons	Partie	Espèce	Méthode	Solvant
FFME	Feuille	Figuier	Macération	Éthanol
FFMA	//	//	//	Acétone
FFMW	//	//	//	Eau distillée
FFIW	//	//	Infusion	//
FFDW	//	//	Décoction	//
FOME	//	Olivier	Macération	Éthanol
FOMA	//	//	//	Acétone
FOMW	//	//	//	Eau distillée
FOIW	//	//	Infusion	//
FODW	//	//	Décoction	//

Le rendement total pour chaque échantillon a été obtenu par le rapport entre la masse du résidu de l'extrait et la masse de matière végétale sèche. Selon la relation :

$$\text{Rendement des extraits (\%)} = \left(\frac{M_{EL}}{M_{MV}} \right) \cdot 100 \quad (\text{Equa. 1})$$

M_{EL} and M_{MV} sont la masse de l'extrait (g) et la masse de la matière végétale (g), respectivement.

4.2. Dosage des composés phénoliques totaux (CPT)

La teneur totale des composés phénoliques a été déterminée par le réactif Folin-Ciocalteu selon la méthode de Singleton & Rossi (**Boussoussa et al., 2014**). Ce réactif est un acide de couleur jaune constitué de deux acides : acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_{40}$). Cette méthode implique l'oxydation en milieu alcalin les fonctions OH des composés phénoliques et la réduction du réactif en oxydes bleus de tungstène (W_8O_{23}) et de molybdène (Mo_8O_{23}) (**Figure 23**). Un volume de 100 μ l d'extrait a été mélangé avec 500 μ l du réactif de Folin-Ciocalteu (10 fois dilué). Après 3 min d'incubation, 2 ml de carbonate de sodium Na_2CO_3 (2%) a été incorporé, les solutions ont été mélangées à l'aide d'un vortex et immédiatement maintenues à l'obscurité pendant 30 min et à température ambiante. L'absorbance a été déterminée à 760 nm. La teneur en CPT a été déterminée à partir de la

courbe standard d'acide gallique (**Annexe 1**) et exprimée en milligrammes équivalents en acide gallique par gramme de matière végétale sèche (mg AG/g MV).



Figure 23 : La gamme étalon à l'acide gallique pour le dosage des CPT.

4.3. Dosage des flavonoïdes totaux (FT)

La teneur totale en flavonoïdes a été analysée à l'aide de la méthode colorimétrique au trichlorure d'aluminium (**Vongsak *et al.*, 2013**). Le complexe jaune flavonoïde-aluminium formé absorbe dans le visible à une longueur d'onde de 430 nm. Un volume de 500 μ l d'extrait a été ajouté à 500 μ l de la solution de chlorure d'aluminium (AlCl_3 , 2%). Le mélange a été incubé à une température ambiante pendant 15 min. L'absorbance a été mesurée à 430 nm (**Figure 24**). La teneur en FT a été déterminée à partir de la courbe standard de la quercétine (**Annexe 1**) et exprimée en milligrammes équivalents en quercétine par gramme de matière végétale sèche (mg Q/ g MV).



Figure 24 : La gamme étalon à la quercétine pour le dosage des FT.

4.4. Dosage des tanins condensés (TC)

La teneur en tanin condensé a été déterminée par la méthode de la vanilline en milieu acide décrite par **(Broadhurst et Jones, 1978)** avec quelques modifications. La vanilline est spécifique des flavan-3-ols et des unités proanthocyanidines et donc son utilisation est largement recommandée pour estimer les tanins condensés. Le principe du dosage est basé sur la substitution de la vanilline par un groupe hydroxyle phénolique, donnant un produit de condensation de couleur rouge **(Mohammed, 2008) (Figure 25)**. La vanilline (1%) a été mélangé avec (v/v) de HCl (8%). Le réactif a été maintenu à une température de 30°C. Un volume de 1 ml de la réactive vanilline a été ajouté à 200 µl d'extrait. Le mélange a ensuite été laissé réagir à 30°C pendant 20 min. L'absorbance a été mesuré à 500 nm. Les résultats ont été déterminés à partir de la courbe d'étalonnage de la catéchine **(Annexe 1)** et estimés en milligrammes équivalents en catéchine par gramme de matière végétale sèche (mg C/ g MV).

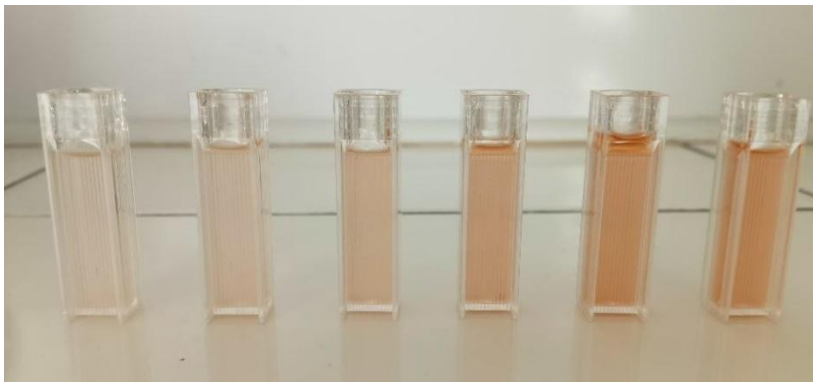


Figure 25 : La gamme étalon à la catéchine pour le dosage des TC.

4.5. Évaluation de l'activité antioxydante

4.5.1. Test du DPPH• (2, 2-diphényl-1-picryl-hydrazyl)

Le test DPPH• a été réalisé selon la méthode décrite par **(Du et al., 2014)** avec des modifications mineures. Cette méthode est basée sur la réduction du DPPH• (couleur pourpre) **(Figure 26)** en présence d'un donneur d'hydrogène H•, le cas des composés antioxydants, donnant une couleur jaune. La décoloration correspond à la capacité des extraits à piéger ces radicaux libres. L'absorbance mesure le DPPH• restant à une longueur d'onde de 517 nm. Un volume de 1 ml de solution méthanolique de DPPH• (250µM) a été mélangé à 1 ml d'extrait et agité à l'aide d'un vortex. Les résultats ont été exprimés en IC₅₀, représentant la concentration nécessaire pour inhiber 50 % des radicaux DPPH• **(Annexes 3 et 4)**, et deux standards ont été

utilisés : Vit C et BHT (**Annexe 2**) à des fins comparatives. Le calcul du pourcentage d'inhibition a été réalisé en utilisant l'équation suivante :

$$CA = \left(\frac{Abs_c - Abs_e}{Abs_c} \right) \quad (\text{Equa. 2})$$

Abs_c : Absorbance du contrôle (sans l'ajout de l'extrait) ;

Abs_e : Absorbance en présence de l'extrait (DPPH[•] restant après la réaction avec l'extrait) ;

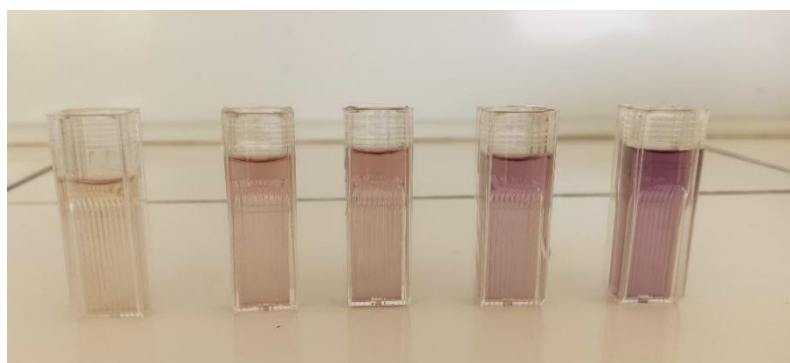


Figure 26 : La gamme étalon à la vitamine C pour le test DPPH.

4.5.2. Test de FRAP

Le dosage du pouvoir antioxydant réducteur ferrique (FRAP) a été déterminé selon la méthode de (**Benzie et Strain, 1996**) avec quelques modifications. Ce test a été réalisé pour mesurer la capacité des extraits, à réduire le fer ferrique (Fe^{3+}), présent dans le complexe $[Fe^{3+}]$ -TPTZ (2, 4, 6-tripyridyl-s-triazine) en fer ferreux $[Fe^{2+}]$ -TPTZ (couleur bleu) (**Figure 27**) par transfère d'électron et à un pH acide. Le réactif FRAP a été préparé en mélangeant 10 ml de tampon acétate (0,3 M, pH 3,6), 1 ml de TPTZ (10 mM dans HCl 40 mM), et 1 ml de $FeCl_3 \cdot 6H_2O$ (20 mM). Une quantité de 50 μ l d'extrait a été ajoutée à 1 ml de réactif FRAP. Le mélange a été incubé pendant 10 min et l'absorbance a été mesurée à 596 nm. Les résultats ont été exprimés en EC_{50} , définie comme la concentration de l'extrait nécessaire pour atteindre 50 % de l'effet maximal (**Annexes 5, 6 et 7**).

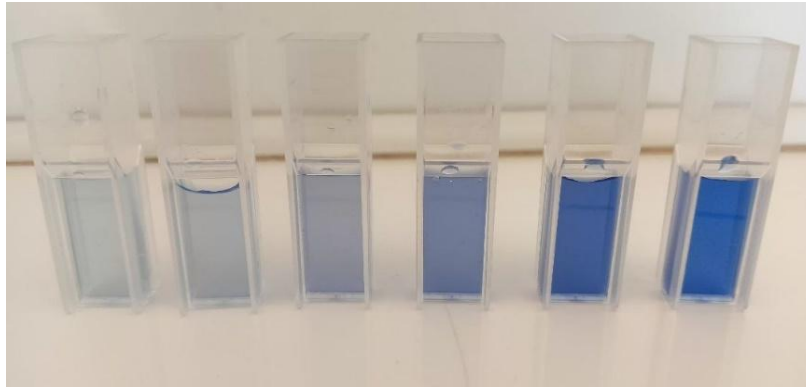


Figure 27 : La gamme étalon à la vitamine C pour le test FRAP.

4.6. Effet synergique des extraits végétaux

L'étude de l'effet synergique a été réalisée à partir des extraits ayant présenté les meilleures activités antioxydantes pour chacune des deux plantes étudiées. Cette étude a été réalisée selon la méthode de (Wagner et Ulrich-Merzenich, 2009) avec quelques modifications.

Pour chaque plante, l'extrait présentant la meilleure activité antioxydante a été sélectionné. Ces extraits sélectionnés ont ensuite été utilisés pour préparer des mélanges binaires entre les deux plantes (FF : FO) selon trois proportions volumiques différentes : (1 :1), (2 :1) et (1 :2). Le rapport (1 :1) correspond à des volumes égaux des deux extraits, tandis que les rapports (2 :1) et (1 :2) correspondent respectivement à une proportion plus élevée de l'un ou de l'autre extrait. Les mélanges ainsi préparés ont été soumis aux mêmes tests d'activité antioxydante que les extraits individuels, en respectant les mêmes conditions expérimentales (Annexe 8 et 9). Afin d'évaluer la nature de l'interaction entre les deux extraits sur l'activité antioxydante, l'indice de combinaison (*Combination Index*, CI) a été calculé (Putra et al., 2021). Le calcul repose sur la formule suivante :

$$CI = \frac{(IC_{50})_{A_mélange}}{(IC_{50})_{A_seul}} + \frac{(IC_{50})_{B_mélange}}{(IC_{50})_{B_seul}} \quad \text{(Equa. 3)}$$

$IC_{50} A_mélange$ et $IC_{50} B_mélange$ représentent les concentrations de chaque extrait (A et B) au sein du mélange nécessaires pour obtenir 50 % d'inhibition ;

$IC_{50} A_seul$ et $IC_{50} seul$ correspondent aux concentrations de ces mêmes extraits testés individuellement.

4.7. Analyse statistique

Tous les tests ont été effectués en triple et les données ont été exprimées sous forme de moyennes \pm SEM. Les résultats ont été évalués par une analyse de variance (ANOVA), en utilisant le test de Tukey pour détecter les différences significatives entre les valeurs et une analyse de l'effet de méthode et de solvant sur le rendement de l'extraction a été analysé. Le logiciel Minitab ®18.1 (Minitab Inc., United States) a été utilisé pour l'ensemble des calculs, les valeurs de $p < 0,05$ ont été considérées comme significatives.

Chapitre 2

Résultats et Discussion

1. Rendement d'extraction

Les extraits éthanoliques et acétoniques de FF et FO se caractérisent par une coloration vert foncé, tandis que les extraits aqueux (macération, infusion et décoction) présentent une teinte marron foncé pour FF et marron clair pour FO. Cette différence de coloration, illustrée par la **Figure 28**, s'explique par la solubilité préférentielle des chlorophylles dans les solvants organiques (éthanol et acétone), alors que les nuances brunes des phases aqueuses résultent principalement de l'extraction des composés phénoliques et des tanins.

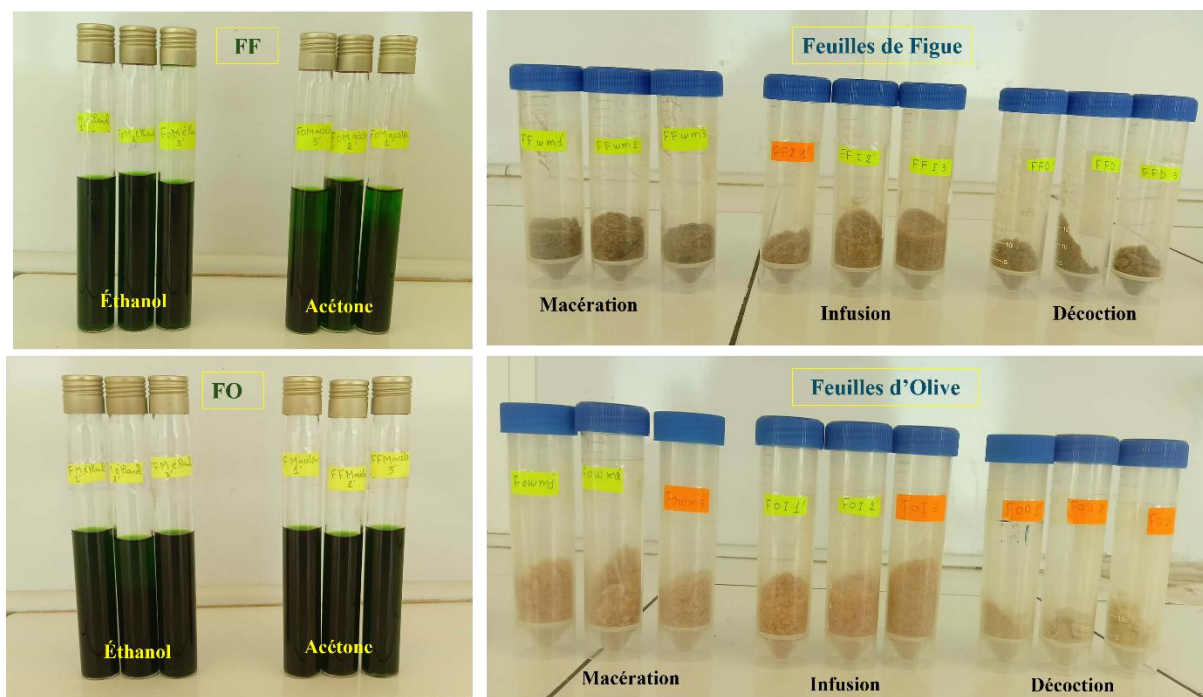


Figure 28 : Aspect visuel des extraits de feuilles de figuier (FF) et d'olivier (FO) obtenus par extraction organique et aqueuse.

Les rendements des extraits obtenus à partir des feuilles de figuier (*Ficus carica*) et d'olivier (*Olea europaea*) présentent des variations notables en fonction de l'espèce végétale, le solvant utilisé et de la méthode d'extraction appliquée. L'ensemble des résultats est présenté dans le **Tableau 08**.

Tableau 08 : Le rendement des différents extraits des feuilles de figue et d'olive.

Échantillons des feuilles de figuier	Rendement (%) m/m
FFME	9,81 ^b ±1,06
FFMA	6,56 ^c ± 0,90
FFMW	22,07 ^a ±1,64
FFIW	21,11 ^a ±1,10
FFDW	8,57 ^{bc} ±0,50
Échantillons des feuilles d'olivier	
FOME	33,77 ^a ±0,72
FOMA	24,75 ^b ±1,70
FOMW	23,73 ^b ±2,40
FOIW	20,87 ^b ±1,35
FODW	21,17 ^b ±2,51

Notes : Les valeurs portant des lettres différentes sont significativement différentes ($p < 0,05$) selon le test post hoc de Tukey. Lettres a→b→c : indiquent des concentrations décroissantes.

Concernant les extraits de feuilles de figuier, nous remarquons une hétérogénéité marquée des rendements. La teneur la plus élevée a été enregistrée chez l'extrait aqueux obtenu par macération (**FFMW**) avec une valeur de 22,07 % ± 1,64 (m/m), suivie de près par l'infusion (**FFIW**) à 21,11 % ± 1,10 (m/m). À l'inverse, le rendement le plus faible a été observé pour l'extrait acétonique (**FFMA**) avec seulement 6,56 % ± 0,90 (m/m) (**Tableau 08**). L'analyse de ces données suggère que les feuilles de figuier sont riches en composés de forte polarité, préférentiellement solubles dans l'eau. Cependant, il est intéressant de noter qu'un traitement thermique comme la décoction semble influencer la stabilité des composés : alors que la macération et l'infusion maintiennent des rendements élevés, la décoction (**FFDW**) montre une baisse significative à 8,57 % ± 0,50 (m/m). Cette diminution de rendement observée lors de la décoction peut être attribuée aux températures élevées qui sont susceptibles de détruire certains composés bioactifs de la matrice végétale (**Lezoul et al., 2020**).

Pour les extraits des feuilles d'olivier, les résultats affichent un profil différent. Le rendement le plus conséquent a été obtenu avec l'extrait éthanolique (**FOME**) s'élevant à 33,77 % ± 0,72 (m/m). Les autres extraits, qu'ils soient issus de l'acétone ou de l'eau, présentent des valeurs relativement homogènes oscillant entre 20,87 % et 24,75 % (**Tableau 08**). Contrairement au figuier, l'éthanol se révèle être le solvant le plus performant pour l'extraction des métabolites de l'olivier. Paradoxalement, bien que l'eau soit un solvant très polaire, elle extrait moins de masse chez cette espèce (environ 23,73 %) comparativement à l'éthanol. Cette

différence peut être due à la nature des composés présents dans les feuilles d'olivier, qui ont une affinité pour les solvants organiques que pour l'eau pure (Almpounioti *et al.*, 2025). En effet, la solubilité de ces métabolites dépend étroitement de la polarité du solvant utilisé (Lezoul *et al.*, 2020).

1.1. Analyse de l'effet de méthode et de solvant sur le rendement de l'extraction

L'étude statistique de l'influence de la méthode d'extraction et du solvant, présentée dans le **tableau 09 et les figures (29 et 30)**, met en évidence les observations suivantes :

Pour les feuilles de figue, il existe un impact hautement significatif ($p = 0,000$) tant pour la méthode que pour le solvant. La macération (coefficient +4,74) et l'infusion (+4,02) sont les techniques les plus productives en quantité, tandis que la décoction (coefficient -8,76) impacte négativement le rendement. Le solvant aqueux (coefficient +9,26) confirme sa supériorité statistique pour cette plante. Le choix du solvant influence directement la solubilité des principes actifs, les solvants de forte polarité comme l'eau captant mieux les fractions bioactives (Qodriah *et al.*, 2023).

Tableau 09 : Étude statistique de l'influence de la méthode d'extraction et du solvant sur le rendement des extraits des feuilles de figue et d'olive.

Rendement	Échantillons de feuilles de figuier		Échantillons de feuilles d'olive	
	Coefficient	Valeur de p	Coefficient	Valeur de p
Méthode d'extraction				
Macération	+4,74	0,000	+1,81	0,277
Infusion	+4,02	0,000	- 1,05	0,485
Décoction	-8,76	0,000	- 0,76	0,340
Solvant				
Éthanol	- 3,01	0,002	+6,353	0,000
Acétone	- 6,25	0,000	- 2,667	0,018
Eau	+9,26	0,000	- 3,688	0,000

Concernant les feuilles d'olive, les résultats statistiques sont différents. Nous constatons que la méthode d'extraction n'a pas d'influence significative sur le rendement, avec des valeurs de p supérieures à 0,05 pour la macération, la décoction et l'infusion. En revanche, l'effet du solvant reste déterminant ($p < 0,05$). L'éthanol (coefficient de +6,353) est le solvant qui donne le meilleur rendement. À l'inverse, l'eau (coefficient de -3,688) donne le rendement le plus

faible pour cette plante. Ce résultat est également trouvé par **Almpouniotti *et al.* (2025)**, qui démontrent que l'éthanol à 70 % offre une excellente performance d'extraction pour la poudre de feuilles d'olivier.

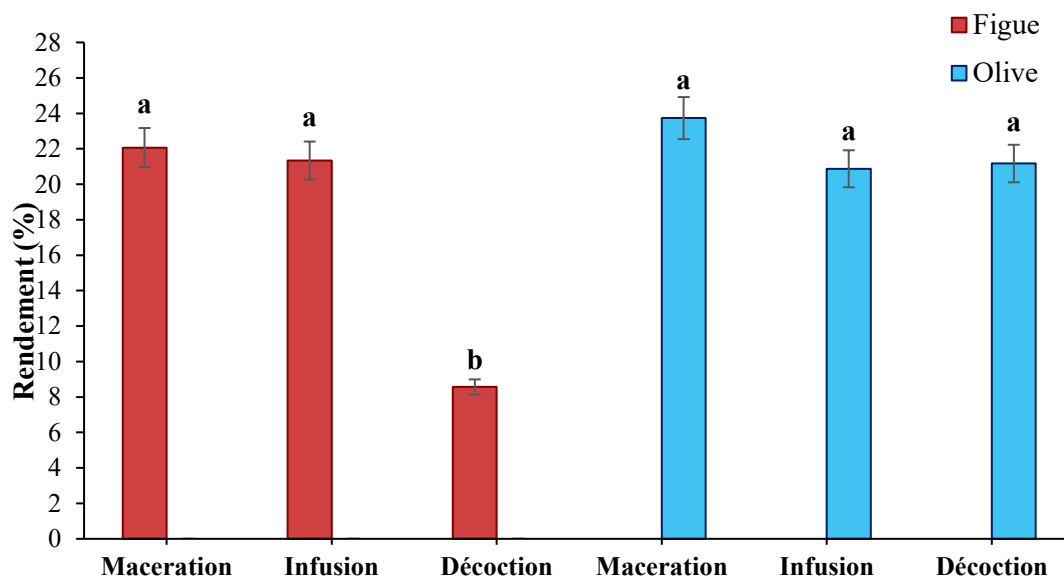


Figure 29 : Effet de la méthode d'extraction sur le rendement des extraits des feuilles de figue et d'olive.

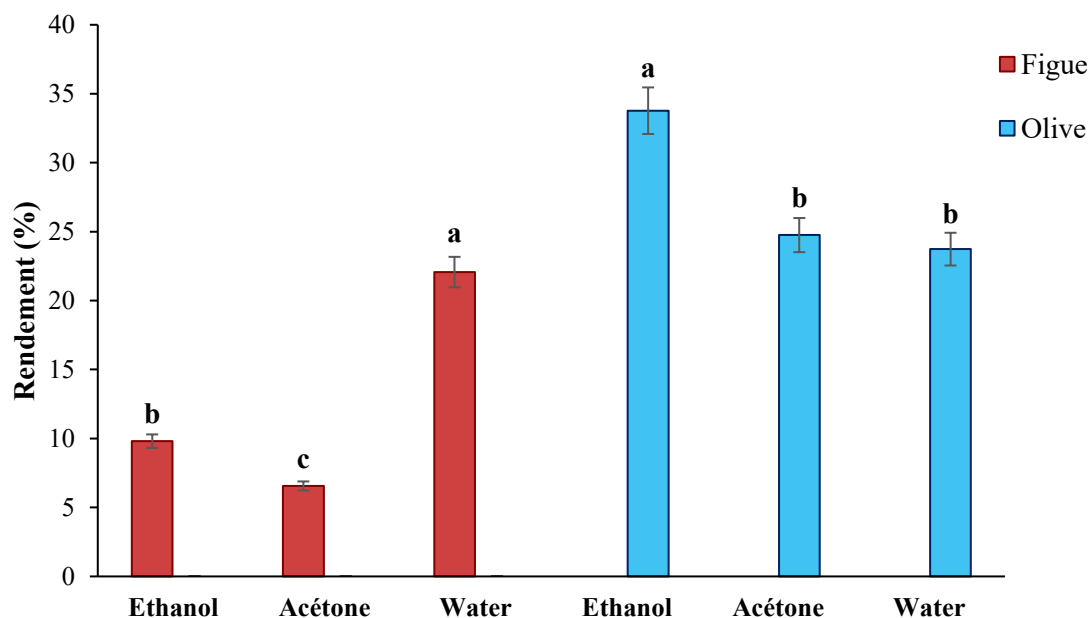


Figure 30 : Effet des solvants sur le rendement des extraits des feuilles de figue et d'olive.

2. Teneurs en composés phénoliques totaux

Au quotidien, les végétaux développent des métabolites secondaires comme stratégies de défense face aux agressions biotiques et abiotiques. Afin d'évaluer la richesse en ces composés chez les feuilles de figuier et d'olivier, une analyse quantitative a été réalisée. Le **tableau 10** récapitule les teneurs en composés phénoliques totaux (CPT), en flavonoïdes totaux (FT) et en tanins condensés totaux (TCT) des différents extraits des deux plantes.

En ce qui concerne les feuilles de figuier, les teneurs en CPT ont varié de $2,34 \pm 0,13$ mg EAG/gMS (pour **FFMA**) à $15,54 \pm 1,66$ mg EAG/gMS (pour **FFMW**). L'analyse des résultats démontre que l'utilisation de l'eau comme solvant avec un mode d'extraction spécifique tel que la macération a permis d'obtenir la teneur en CPT la plus élevée ($15,54 \pm 1,66$ mg EAG/gMS). Ce résultat est en accord avec les travaux de **Ivanov et al. (2015)** qui ont également trouvé des teneurs plus importantes dans les extraits aqueux (6,6 mg GAE/g) par rapport aux solvants organiques. Cette efficacité s'explique par la polarité élevée de l'eau qui favorise la solubilisation des polyphénols, souvent présents sous forme glycosylée chez le figuier (**Ivanov et al., 2015**).

Tandis que, l'analyse des extraits des feuilles de l'olivier révèle une richesse phénolique nettement supérieure à celle des feuilles de figuier. Les teneurs en CPT oscillent entre $40,49 \pm 1,14$ mg EAG/g MS (pour **FOIW**) et $84,43 \pm 2,12$ mg EAG/gMS (pour **FOME**). L'extrait éthanolique (**FOME**) présente la concentration la plus importante, marquée par la lettre « a », ce qui témoigne d'une différence hautement significative par rapport à l'ensemble des échantillons. Cette prédominance souligne son fort potentiel biosynthétique en molécules antioxydantes par rapport au figuier. Ce résultat corrobore les conclusions de **Cho et al. (2020)** qui rapportent que les extraits éthanoliques à 90 % offrent les rendements les plus élevés pour l'olivier.

Tableau 10 : Les teneurs en composés phénoliques totaux (CPT), flavonoïdes totaux (FT) et tanins condensés totaux (TCT) dans les différents extraits des feuilles de figue et d'olive.

Échantillons des feuilles de figuier	CPT (mgEAG/gMS)	FT (mg EQ/gMS)	TCT (mg EC/gMS)
FFME	2,87 ^d ±0,10	0,35 ^c ±0,02	11,32 ^e ±0,98
FFMA	2,34 ^d ±0,13	0,35 ^c ±0,02	12,17 ^{de} ±0,25
FFMW	15,54 ^{cd} ±1,66	2,62 ^a ±0,19	69,71 ^a ±1,21
FFIW	12,76 ^d ±1,63	2,61 ^a ±0,11	63,13 ^{ab} ±1,74
FFDW	4,06 ^d ±0,83	1,03 ^b ±0,05	24,29 ^{cd} ±1,76
Échantillons des feuilles d'olivier			
FOME	84,43 ^a ±2,12	3,72 ^a ±0,24	11,80 ^e ±0,76
FOMA	48,68 ^b ±1,28	3,42 ^{ab} ±0,42	11,27 ^e ±0,89
FOMW	43,61 ^b ±1,45	2,40 ^c ±0,52	28,48 ^c ±1,66
FOIW	40,49 ^{bc} ±1,14	2,44 ^{bc} ±0,30	43,71 ^b ±1,32
FODW	56,43 ^b ±1,35	2,63 ^{bc} ±0,25	29,31 ^c ±2,12

Notes : Les valeurs portant des lettres différentes sont significativement différentes ($p < 0,05$) selon le test post hoc de Tukey. Lettres a→b→c→d→e : indiquent des concentrations décroissantes.

3. Teneurs en flavonoïdes totaux

Les flavonoïdes suscitent un intérêt particulier en raison de leurs propriétés biologiques et de leurs effets synergiques (**Ben Ahmed et al., 2017**). Pour les feuilles de figuier, les teneurs les plus élevées sont enregistrées dans les extraits aqueux **FFMW** ($2,62 \pm 0,19$ mg EQ/gMS) et **FFIW** ($2,61 \pm 0,11$ mg EQ/gMS). Nos valeurs sont légèrement supérieures à celles de **Ivanov et al. (2015)** qui sont de 2,1 mg QE/g.

Par ailleurs, les feuilles d'olivier confirment sa supériorité quantitative avec des valeurs atteignant $3,72 \pm 0,24$ mg EQ/gMS pour l'extrait **FOME**. L'éthanol et même l'acétone se révèlent plus efficaces pour extraire les flavonoïdes dans cette plante. Ce constat est en accord avec les observations de **Do et al. (2014)** selon lesquelles l'éthanol est un excellent solvant pour la récupération des flavonoïdes par rapport à l'eau pure.

4. Teneurs en tanins condensés totaux

Les tanins condensés jouent un rôle crucial de défense chimique chez les plantes. Ils sont localisés dans les écorces, le bois, les racines, les feuilles, les fruits et les galles (**Rhazi, 2015**). De manière intéressante, contrairement aux CPT, les teneurs en TCT les plus élevées ont été

identifiées chez les feuilles de figuier, particulièrement dans l'extrait **FFMW** avec une teneur de $69,71 \pm 1,21$ mg EC/gMS, classée « a » par le test de Tukey.

En comparaison, les extraits des feuilles d'olivier présentent des teneurs plus modérées, le maximum étant atteint par l'infusion aqueuse (**FOIW**) avec $43,71 \pm 1,32$ mg EC/gMS. Les méthodes telles que la macération et infusion avec comme solvant l'eau semblent favoriser une meilleure extraction de ces polyphénols par rapport aux solvants organiques comme l'éthanol et acétone qui affichent des teneurs plus faibles. Cette efficacité de l'eau pour extraire les tanins est confirmée par **Do et al. (2014)**, qui expliquent que l'eau et les mélanges aqueux sont préférables pour l'extraction des molécules de haut poids moléculaire comme les tanins.

5. Activités antioxydantes

Les activités antioxydantes des extraits de feuilles de figuier (*Ficus carica*) et d'olivier (*Olea europaea*) ont été évaluées par deux méthodes : le test de piégeage du radical libre DPPH et le test du pouvoir réducteur FRAP. Les résultats obtenus sont exprimés en concentrations inhibitrices (IC₅₀) pour le test de DPPH et en concentrations efficaces (EC₅₀) pour le test de FRAP. Ils sont indiqués dans le **tableau 11** et représentés graphiquement dans les **figures 31 et 32**.

Tableau 11 : Activités antioxydantes des différents extraits des feuilles de figue et d'olive.

Échantillons de feuilles de figuier	IC50 DPPH (mg/ml)	EC50 FRAP (mg/ml)
FFME	1,07 ^a ±1,10	4,34 ^a ± 0,04
FFMA	0,95 ^{ab} ± 0,18	3,99 ^{ab} ±0,09
FFMW	0,56 ^c ±0,13	2,97 ^c ±0,56
FFIW	0,42 ^{cd} ±0,04	3,56 ^{bc} ±0,20
FFDW	0,83 ^b ±0,05	1,74 ^d ±0,09
Échantillons de feuilles d'olivier		
FOME	0,18 ^{ef} ±0,001	1,60 ^d ±0,09
FOMA	0,13 ^{ef} ±0,004	1,44 ^{de} ±0,004
FOMW	0,24 ^{de} ±0,02	1,73 ^d ±0,007
FOIW	0,21 ^{ef} ±0,02	2,96 ^c ±0,02
FODW	0,07 ^{ef} ±0,003	0,72 ^{ef} ±0,04
Vit C	0,024 ^f ±0,004	0,04 ^f ±0,001
BHT	0,13 ^{ef} ±0,001	1,12 ^{de} ±0,15

Notes : Les valeurs portant des lettres différentes sont significativement différentes ($p < 0,05$) selon le test post hoc de Tukey. Lettres a→b→c→d→e→f: indiquent des concentrations

décroissantes. Abréviations : DPPH^{*} : 2, 2-diphényl-1-picryl-hydrazyl ; FRAP : Ferric reducing antioxidant power ; Vit C : vitamine C ; BHT : butylhydroxytoluène.

5.1. Activités antioxydantes des feuilles du figuier

Concernant les résultats de l'IC₅₀ du test DPPH (**Figure 31**) ont présenté des teneurs allant de $0,42 \pm 0,04$ mg/ml à $1,07 \pm 1,10$ mg/ml. Il apparaît que l'extrait issu de l'infusion aqueuse (**FFIW**) manifeste le pouvoir antioxydant le plus élevé avec un IC₅₀ de 0,42 mg/ml. Il est suivi par l'extrait aqueux obtenu par macération (**FFMW**) avec une valeur de 0,56 mg/ml. À l'inverse, l'extrait éthanolique obtenu par macération (**FFME**) affiche l'activité la plus faible avec une IC₅₀ de 1,07 mg/ml. Ces observations suggèrent que les composés les plus actifs responsables du piégeage radicalaire dans les feuilles de figuier sont extraits par l'eau, et particulièrement par la méthode de l'infusion. Ces résultats concordent avec les travaux d'**Ivanov et al. (2015)**, qui rapportent que les extraits aqueux de figuier possèdent des teneurs en composés phénoliques et une activité de piégeage supérieures aux solvants organiques.

Pour le test FRAP, les résultats de EC₅₀ montrent des fluctuations allant de $1,74 \pm 0,09$ mg/ml à $4,34 \pm 0,04$ mg/ml. La valeur la plus faible correspondant à l'activité la plus forte qui est attribuée à la décoction aqueuse (**FFDW**) avec 1,74 mg/ml. À l'instar des résultats du DPPH, l'extrait éthanolique (**FFME**) présente le pouvoir réducteur le plus faible (4,34 mg/ml). Ces résultats pourraient indiquer que les agents réducteurs du figuier sont préférentiellement extraits par des méthodes impliquant de hautes températures comme la décoction. Selon **Li et al. (2021)**, il existe une corrélation directe entre la richesse en composés phénoliques, notamment les flavonoïdes comme la rutine et la quercétine identifiés comme contributeurs majeurs et pouvoir réducteur FRAP.

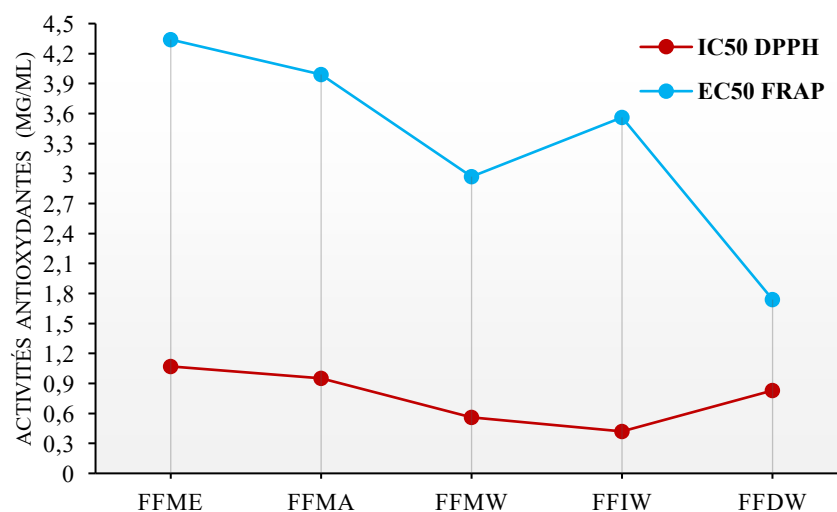


Figure 31 : Les test DPPH et FRAP des différents extraits des feuilles de figue.

5.2. Activités antioxydantes des feuilles de l'olivier

Les extraits des feuilles d'olivier manifestent des propriétés antioxydantes remarquables vis-à-vis du radical DPPH (**Figure 31**), avec des IC_{50} comprises entre $0,07 \pm 0,003$ mg/ml et $0,24 \pm 0,02$ mg/ml. L'analyse des données révèle que la décoction (**FODW**) se distingue par une efficacité supérieure, affichant une IC_{50} de 0,07 mg/ml, ce qui est un extrait nettement plus puissant que le standard BHT (0,13 mg/ml). A l'inverse, l'extrait aqueux obtenu par macération (**FOMW**) présente la capacité de piégeage la plus faible de cette série avec une IC_{50} de 0,24 mg/ml. Cette performance des extraits aqueux de l'olivier est en accord avec les travaux de **Zaïri et al. (2020)**, qui ont démontré une forte capacité de piégeage des radicaux libres chez la variété *Chemlali* (IC_{50} de 0,13 mg/ml). Cette activité antioxydante élevée est principalement attribuée à la richesse des feuilles en oleuropéine.

Pour le test FRAP, l'extrait (**FODW**) obtenu par décoction a enregistré une EC_{50} la plus basse ($0,72 \pm 0,04$ mg/ml). Les autres extraits présentent des valeurs s'étendant jusqu'à $2,96 \pm 0,02$ mg/ml pour l'infusion (**FOIW**). Ces résultats sont cohérents avec les observations faites sur le radical DPPH. L'utilisation de températures élevées lors de la décoction favorise l'extraction de ces agents réducteurs (**Almpounioti et al., 2025**).

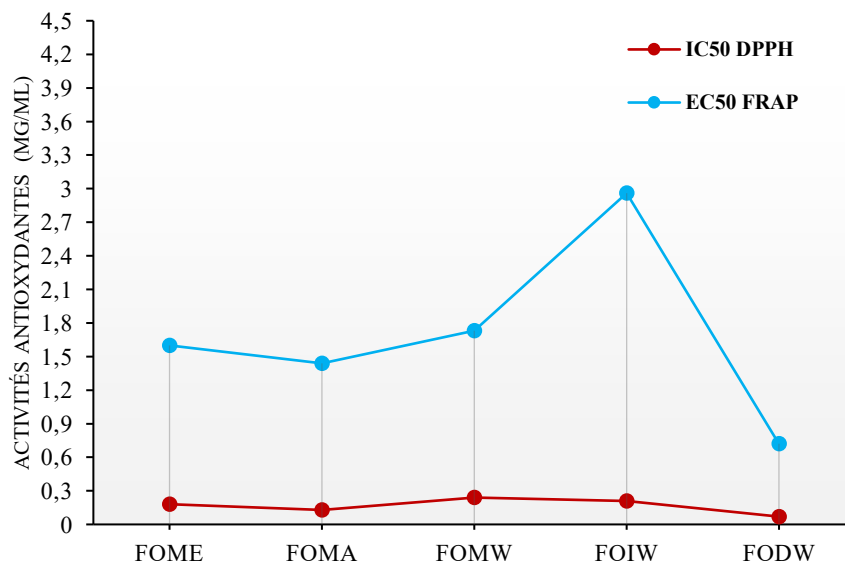


Figure 31 : Les tests DPPH et FRAP des différents extraits des feuilles d'olive.

L'analyse comparative révèle que les feuilles d'olivier (*Olea europaea*) possèdent une activité antioxydante nettement supérieure à celle du figuier (*Ficus carica*). Parmi tous les extraits testés, la décoction aqueuse de feuilles d'olivier (**FODW**) se distingue avec une IC_{50} de 0,07 mg/ml qui se rapproche de celle de la vitamine C.

6. Effet synergie de l'activité antioxydante des deux plantes

L'effet synergie est défini comme la situation où l'effet combiné de plusieurs substances est supérieur à la somme de leurs effets individuels respectifs (**Chaachouay, 2025**). La synergie survient lorsque les constituants d'un mélange interagissent entre eux pour améliorer la solubilité des molécules ou lorsqu'ils ciblent des sites réactionnels différents au sein de l'organisme (**Wagner et Ulrich-Merzenich, 2009**). En effet, l'exploitation des interactions synergiques présente des avantages majeurs, notamment l'augmentation de la puissance des extraits naturels (**Abeed et al., 2018**). Pour prouver l'existence d'une interaction synergique de manière rigoureuse, la méthodologie de référence utilise le calcul de l'indice de combinaison (CI), fondé sur les travaux de **Berenbaum (1977)**. Cet indice permet de classer la nature de l'interaction selon trois seuils précis :

CI < 1 : indique une synergie (l'effet observé est supérieur à l'effet attendu).

CI = 1 : indique un effet additif (une simple addition des effets).

CI > 1 : indique un antagonisme (les substances diminuent mutuellement leur efficacité).

6.1. Analyse de l'activité de piégeage du radical DPPH

Les valeurs de l' IC_{50} obtenues pour les différents mélanges : (1 :1), (2 :1) et (1 :2) révèlent une amélioration de la capacité antioxydante par rapport à l'extrait des feuilles de figuier testé seul (**FFIW** avec une IC_{50} de $0,42 \pm 0,04$ mg/ml) (**Tableau 12**). Parmi ces mélanges testés, le mélange (1 :2) (un volume de **FFIW** pour deux volumes de **FODW**) s'avère le plus efficace plus efficace, enregistrant l' IC_{50} la plus basse avec une valeur de $0,062 \pm 0,004$ mg/ml. Il est remarquable de noter que cette valeur est inférieure à celle de l'extrait pur de feuilles d'olivier obtenu par décoction (**FODW** avec une IC_{50} de $0,07 \pm 0,003$ mg/ml), confirmant ainsi un gain d'efficacité par le mélange. Cette observation est corroborée par le calcul de l'indice de combinaison qui est de 0,34, attestant d'une forte synergie. Les autres ratios indiquant quant à eux une synergie modérée, bien que présentant un CI inférieur à 1 (0,63 pour le 1:1 et 0,57 pour le 2 :1).

6.2. Analyse du pouvoir réducteur (Test FRAP)

Concernant le test FRAP, les valeurs d'EC₅₀ indiquent une tendance similaire, bien que l'intensité de l'interaction soit qualifiée de synergie légère (**Tableau 12**). Le mélange (1 :2) affiche à nouveau la meilleure performance avec une EC₅₀ de 0,931 ± 0,040 mg/ml et un CI de 0,87, renforçant l'hypothèse d'une efficacité lorsque l'extrait d'olivier est majoritaire dans la formulation. Ce résultat suggère que les composés de l'olivier agissent comme une base active dont l'efficacité est optimisée par les molécules mineures apportées par le figuier, créant ainsi un environnement réactionnel plus favorable à la réduction du fer. À cet égard, **Abeed et al. (2018)** ont également démontré qu'une association d'extraits éthanoliques de feuilles de *Ficus carica* et d'*Olea europaea* génère une activité antibactérienne synergique significative contre le *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline. D'autres cas, le couple curcumine et pipérine, où le poivre noir inhibe le métabolisme hépatique rapide de la curcumine, augmentant ainsi de manière spectaculaire sa concentration plasmatique et son efficacité thérapeutique (**Chaachouay, 2025**).

Tableau 12 : Effet synergie entre les extraits de feuilles de figuier et d'olivier via les tests DPPH et FRAP.

	IC50 Test DDPH	CI	Effet synergie
Plante 01 : Figue (FFIW)	0,42±0,04	-	
Plante 02 : Olive (FODW)	0,07±0,003	-	
Mélanges			
M (1 :1)	0,15±0,004	0,63	Synergie
M (2 :1)	0,17±0,015	0,57	Synergie
M (1 :2)	0,062±0,004	0,34	Synergie forte
	EC50 Test FRAP	CI	Effet synergie
Plante 01 : Figue (FFDW)	1,74±0,09	-	
Plante 02 : Olive (FODW)	0,72±0,04	-	
Mélanges			
M (1 :1)	1,17±0,019	0,95	Synergie légère
M (2 :1)	1,33±0,048	0,95	Synergie légère
M (1 :2)	0,93±0,040	0,87	Synergie légère

CI : Combination Index.

Conclusion

Les travaux menés sur les feuilles de figuier (*Ficus carica L.*) et d'olivier (*Olea europaea L.*) récoltées dans la région de Djelfa ont permis de mettre en évidence le potentiel de ces deux plantes. L'évaluation de l'effet des méthodes d'extraction (macération, infusion et décoction) et des solvants (éthanol, acétone et eau) sur le rendement et leur activité antioxydante, tout en explorant l'intérêt d'une association binaire entre les deux plantes, permet de retenir les conclusions suivantes :

- L'aspect visuel et le rendement des extraits semblent être étroitement liés au solvant et à la méthode utilisée. Les extraits organiques (éthanol et acétone) se distinguent par une coloration verte due à la présence de chlorophylles, tandis que les extraits aqueux présentent des nuances brunes (marron foncé pour le figuier et marron clair pour l'olivier), témoignant de la solubilisation des tanins et des composés phénoliques.
- L'analyse des rendements révèle une influence marquée de la polarité des solvants. Pour les feuilles de figuier, l'eau (par macération ou infusion) s'est avérée être le solvant le plus performant, alors que pour l'olivier, l'éthanol a permis d'obtenir les rendements les plus élevés. Ces résultats confirment que l'efficacité du processus dépend de l'interaction spécifique entre le solvant et la matrice végétale étudiée.
- L'estimation quantitative des métabolites secondaires montre une richesse phénolique globalement supérieure chez l'olivier par rapport au figuier. Cependant, les méthodes d'extraction aqueuses ont favorisé une meilleure récupération des flavonoïdes et des tanins condensés, particulièrement chez le figuier où l'infusion et la macération aqueuse se sont distinguées.
- L'évaluation des propriétés antioxydantes par les tests DPPH et FRAP a démontré une activité remarquable des extraits aqueux. La décoction de feuilles d'olivier s'impose comme l'extrait le plus bioactif, surpassant même le standard BHT lors du piégeage radicalaire. Pour le figuier, l'infusion et la décoction ont également montré les meilleures performances, soulignant l'efficacité des méthodes thermiques pour libérer les molécules antioxydantes.
- L'étude de l'effet de synergie, point central de ce travail, a révélé qu'une combinaison binaire entre les deux plantes accroît leur potentiel biologique. Le mélange spécifique (1 :2) entre **FFIW** et **FODW** a généré une synergie forte.

Malgré les résultats encourageants obtenus dans le cadre de ce mémoire, des études complémentaires restent nécessaires et pourraient être orientées vers les axes suivants :

- L'identification précise et la caractérisation des molécules bioactives par des méthodes chromatographiques avancées, telles que HPLC, afin de mieux comprendre quels composés sont responsables de la synergie observée.
- L'évaluation d'autres activités biologiques, notamment les propriétés anti-inflammatoires, antimicrobiennes ou antidiabétiques, pour élargir le champ de valorisation de ces feuilles.
- L'étude du potentiel synergique à d'autres activités biologiques, en diversifiant le nombre de combinaisons d'extraits.

Références bibliographiques

- Abeed, A. A., Bennour, E. M., Sawadi, A. M. M., & Elbaz, A. K. (2018).** Synergistic antibacterial activity of ethanolic extracts of *Olea europaea* and *Ficus carica* leaves against methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*. *Lebda Medical Journal*, 4(1), 127-131.
- Almpounioti, K., Papagianni, O., Michaloudi, P., Tsermoula, SK, Potsaki, P., Dimou, C., & Koutelidakis, AE (2025).** La poudre de feuilles d'olivier comme composant fonctionnel potentiel pour l'innovation alimentaire : une étude in vitro évaluant sa capacité antioxydante totale et sa teneur en composés phénoliques. *Applied Sciences*, 15 (17), 9462.
- Badgajar, S. B., Patel, V. V., Bandivdekar, A. H., & Mahajan, R. T. (2014).** Traditional uses, phytochemistry and pharmacology of *Ficus carica* : A review. *Pharmaceutical Biology*, 52(11), 1487–1503.
- Ben Ahmed, Z., Yousfi, M., Viaene, J., Dejaegher, B., Demeyer, K., Mangelings, D., & Vander Heyden, Y. (2017).** Variations saisonnières, liées au sexe et à la région dans les teneurs totales en composés phénoliques, en flavonoïdes et en tannins condensés et dans les propriétés antioxydantes des feuilles de *Pistacia atlantica* ssp. *Pharmaceutical biology*, 55 (1), 1185-1194.
- Benzie, I. 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), 70-76.
- Berenbaum, MC (1977).** Synergie, additivisme et antagonisme dans l'immunosuppression. Une revue critique. *Clinical and experimental immunology*, 28 (1), 1.
- Betteridge, DJ (2000).** Qu'est-ce que le stress oxydatif ? *Métabolisme*, 49 (2), 3-8.
- Borges, A., José, H., Homem, V., & Simões, M. (2020).** Comparison of techniques and solvents on the antimicrobial and antioxidant potential of extracts from *Acacia dealbata* and *Olea europaea*. *Antibiotics*, 9(2), 48. <https://doi.org/10.3390/antibiotics9020048>.
- Boudchicha, R. H., Hormaza, J. I., & Benbouza, H. (2018).** Diversity analysis and genetic relationships among local Algerian fig cultivars (*Ficus carica* L.) using SSR markers. *South African Journal of Botany*, 116, 207-215.
- Boussoussa, H., Hamia, C., Djeridane, A., Boudjeniba, M., et Yousfi, M. (2014).** Effet de la polarité de différents solvants sur l'extraction de composés phénoliques des fleurs de *Rhanterium adpressum* d'Algérie et leurs activités antimicrobiennes et antioxydantes. *Current Chemical Biology*, 8 (1), 43-50.
- Broadhurst, RB, & Jones, WT (1978).** Analyse des tannins condensés à l'aide de vanilline acidifiée. *Journal of the Science of Food and Agriculture*,
- Bravo, L. (1998).** Polyphenols : Chemistry, dietary sources, metabolism, and nutritional significance. *Nutrition Reviews*, 56(11), 317-333.
- Chaachouay, N. (2025).** Synergy, additive effects, and antagonism of drugs with plant bioactive compounds. *Drugs and Drug Candidates*, 4(1), 4.
- Chawla, A., Kaur, R., & Sharma, A. K. (2012).** *Ficus carica* Linn. : A review on its pharmacognostic, phytochemical and pharmacological aspects. *International Journal of Pharmaceutical and Phytopharmacological Research*, 1(4), 215-232.
- Checkouri, E., Reignier, F., Robert-Da Silva, C., & Meilhac, O. (2020).** Evaluation of polyphenol content and antioxidant capacity of aqueous extracts from eight medicinal plants from reunion island : Protection against oxidative stress in red blood cells and preadipocytes. *Antioxidants*, 9(10), 959.

- Chira K., Suh J. H., Saucier C., Teissèdre P. L. (2008). Les polyphénols du raisin, *Phytothérapie*, 6, 75-82.
- Cho, W. Y., Kim, D. H., Lee, H. J., Yeon, S. J., & Lee, C. H. (2020). Journal of food quality evaluation of effect of extraction solvent on selected properties of olive leaf extract. *Journal of Food Quality*, 2020(1), 3013649.
- Crozier, A., Clifford, MN et Ashihara, H. (2006). Métabolites secondaires des plantes. *Occurrence, structure et rôle dans l'alimentation humaine*, Blackwell-Publishers.
- Dalby, A. (2003). *Food in the Ancient World from A to Z*. Routledge.
- 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), 296-302.
- Donovan, J. L., Manach, C., Faulks, R. M., & Kroon, P. A. (2006). Absorption and metabolism of dietary plant secondary metabolites. *Plant secondary metabolites : occurrence, structure and role in the human diet*, 303-51.
- Du, L., Shen, Y., Zhang, X., Prinyawiwatkul, W., & Xu, Z. (2014). Antioxidant-rich phytochemicals in miracle berry (*Synsepalum dulcificum*) and antioxidant activity of its extracts. *Food chemistry*, 153, 279-284.
- Duke, J. A. (2002). *Handbook of Medicinal Herbs* (2ème éd.). CRC Press.
- Durand, K., 2018. Diabète et Stress Oxydant. (These de Doctorat en Pharmacie). Université Aix Marseille.
- El-Shobaki, F. A., El-Bahay, A. M., Esmail, R. S. A., Abd El-Megeid, A. A., & Esmail, N. S. (2010). Effect of figs fruit (*Ficus carica* L.) and its leaves on hyperglycemia in alloxan diabetic rats. *World Journal of Dairy & Food Sciences*, 5(1), 47-57.
- F.A.O stat. (2024). *Données statistiques*. www.fao.org.
- Finkel, T., & Holbrook, N. J. (2000). Oxidants, oxidative stress and the biology of ageing. *Nature*, 408(6809), 239–247.
- Flaishman, M. A., Rodov, V., & Stover, E. (2008). The fig : Botany, horticulture, and breeding. *Horticultural Reviews*, 34, 113–196.
- Ghanbari, R., Anwar, F., Alkharfy, K. M., Gilani, A.-H., & Saari, N. (2012). Valuable nutrients and functional bioactives in different parts of olive (*Olea europaea* L.) —A review. *International Journal of Molecular Sciences*, 13(3), 3291–3340.
- Ghedira, K. (2008). L'olivier. *Phytothérapie*, 6(2), 83-89.
- Ghosh, D. (2015). Tannins from foods to combat diseases. *International Journal of Pharma Research & Review*, 4(5), 40-44.
- Giacco, F., & Brownlee, M. (2010). Oxidative stress and diabetic complications. *Circulation Research*, 107(9), 1058–1070.
- Haesslein, D., & Oreiller, S. (2008). *Fraîche ou séchée, la figue est dévoilée*. Filière Nutrition et diététique, Haute école de santé, Genève.
- Hashmi, M. A., Khan, A., Hanif, M., Farooq, U., & Perveen, S. (2015). Traditional uses, phytochemistry, and pharmacology of *Olea europaea* (Olive). *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2015, Article 758158.
- Hayes, J. E., Allen, P., Brunton, N., O'Grady, M. N., & Kerry, J. P. (2011). Phenolic composition and in vitro antioxidant capacity of four commercial phytochemical products : Olive leaf extract (*Olea europaea* L.), lutein, sesamol and ellagic acid. *Food Chemistry*, 126(3), 948–955.

- Hefied, F., Ben Ahmed, Z., et Yousfi, M. (2020).** Potentiel antioxydant in vitro et inhibiteur de l' α -amylase des fractions méthanoliques et lipidiques des galles de *Pistacia atlantica* Desf. *Journal of Food Processing and Preservation*, 44 (12), e14956.
- International Olive Council. (2007).** *World Catalogue of Olive Varieties*. International Olive Oil Council.
- Ivanov, I., Dencheva, N., Petkova, N., & Denev, P. (2015).** Determination of total polyphenols and antioxidant activity of different extracts from *Ficus carica* L. leaves. *ARTTE Applied Researches in Technics, Technologies and Education*, 3(1), 87-92.
- Janick, J., & Paull, R. E. (Eds.). (2008).** The encyclopedia of fruit and nuts. CABI.
- Joy, P. P., Thomas, J., MATHEW, S., & BABY, P. S. (2012, October).** *Medicinal Plants Kerala Agricultural University Aromatic and Medicinal Plants Research Station, 1998*.
- Khelouf, I., Karoui, I. J., Lakoud, A., Hammami, M., & Abderrabba, M. (2023).** Comparative chemical composition and antioxidant activity of olive leaves *Olea europaea* L. of Tunisian and Algerian varieties. *Heliyon*, 9(11), e22217.
- Lansky, E. P., & Paavilainen, H. M. (2011).** *Figs : The Genus Ficus*. CRC Press, Taylor & Francis Group.
- Lezoul, N. E. H., Belkadi, M., Habibi, F., & Guillén, F. (2020).** Extraction processes with several solvents on total bioactive compounds in different organs of three medicinal plants. *Molecules*, 25(20), 4672.
- Li, C., Yu, M., Li, S., Yang, X., Qiao, B., Shi, S., Zhao, C., & Fu, Y. (2021).** Valorization of fig (*Ficus carica* L.) waste leaves : HPLC-QTOF-MS/MS-DPPH system for online screening and identification of antioxidant compounds. *Plants*, 10(11), 2532.
- Lushchak, V. I. (2014).** Free radicals, reactive oxygen species, oxidative stress and its classification. *Chemico-Biological Interactions*, 224, 164–175.
- 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), 239-245.
- Manach, C., Scalbert, A., Morand, C., Rémésy, C., & Jiménez, L. (2004).** Polyphenols: food sources and bioavailability. *The American journal of clinical nutrition*, 79(5), 727-747.
- Mawa, S., Husain, K., & Jantan, I. (2013).** *Ficus carica* L. (Moraceae) : Phytochemistry, traditional uses and biological activities. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2013, Article 974256.
- Mohammed, M. A. (2008).** A study on the effect of levels of tannins on in vitro digestibilité of different Sudanese varieties of sorghum grains.
- Morton, J. F. (1987).** *Fruits of Warm Climates*. Julia F. Morton.
- Muanda, N. (2010).** Identification de polyphenols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques [Thèse de doctorat, Université de Paul Verlaine-Metz].
- Nadeem, M., & Zeb, A. (2018).** Impact of maturity on phenolic composition and antioxidant activity of medicinally important leaves of *Ficus carica* L. *Physiology and Molecular Biology of Plants*, 24(6), 1113-1123.
- Oliveira, A. P., Valentão, P., Pereira, J. A., Silva, B. M., Tavares, F., & Andrade, P. B. (2009).** *Ficus carica* L. : Metabolic and biological screening. *Food and Chemical Toxicology*, 47(11), 2841–2846.
- Pacher, P., Beckman, J. S., & Liaudet, L. (2007).** Nitric oxide and peroxynitrite in health and disease. *Physiological Reviews*, 87(1), 315–424.

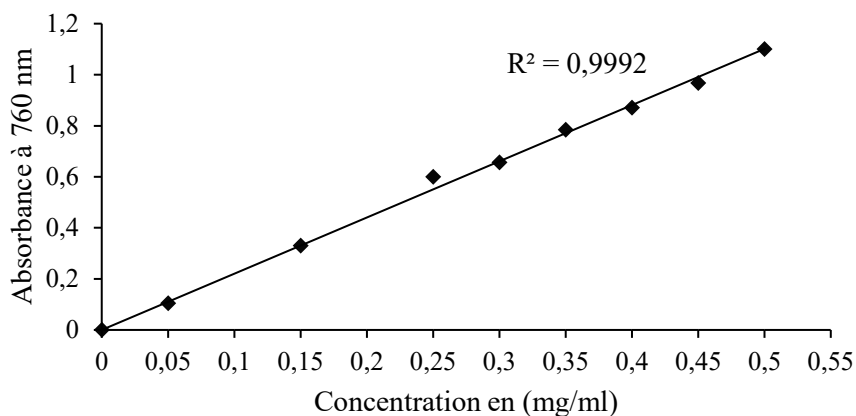
- Petrovska, B. (2012).** Historical review of medicinal plants' usage. *Pharmacognosy reviews*, 6(11), 1.
- Putra, I. M. W. A., Fakhrudin, N., Kusumawati, I. G. A. W., Nurrochmad, A., & Wahyuono, S. (2021).** Antioxidant properties of extract combination of *Coccinia grandis* and *Blumea balsamifera* : An in vitro synergistic effect. *Journal of Herbméd Pharmacology*, 11(1), 55-62.
- Qodriah, R., Kumala, S., Syamsudin, S., Yuliana, N. D., Simanjuntak, P., & Putri, E. (2023).** Identification of Antioxidant Compounds in Fig Leaves (*Ficus carica* L) Fractions Using LC-MS/MS. *Sciences of Pharmacy*, 2(4), 225-231.
- Ramadan, M. F. (Éd.). (2023).** *Fig (Ficus carica) : Production, Processing, and Properties*. Springer.
- Reuter, S., Gupta, S. C., Chaturvedi, M. M., & Aggarwal, B. B. (2010).** Oxidative stress, inflammation, and cancer : How are they linked ? *Free Radical Biology and Medicine*, 49(11), 1603–1616.
- Rhazi, N. (2015).** Mise au point de mélanges collants écologiques à partir des écorces d'Acacia mollissima du Maroc (Doctoral dissertation, Pau).
- Rice-Evans, C. A., Miller, N. J., & Paganga, G. (1996).** Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free Radical Biology and Medicine*, 20(7), 933-956.
- Ross, I. A. (2003).** Medicinal Plants of the World : Chemical Constituents, Traditional and Modern Medicinal Uses (Vol. 1, 2ème éd.). Humana Press.
- Rugini, E., Baldoni, L., Muleo, R., & Sebastiani, L. (Éds.). (2016).** *The Olive Tree Genome*. Springer International Publishing.
- Sánchez-Gutiérrez, M., Bascón-Villegas, I., Rodríguez, A., Pérez-Rodríguez, F., Fernández-Prior, Á., Rosal, A., & Carrasco, E. (2021).** Valorisation of *Olea europaea* L. olive leaves through the evaluation of their extracts : Antioxidant and antimicrobial activity. *Foods*, 10(5), 966.
- Sarkhosh, A., Yavari, A., & Ferguson, L. (Éds.). (2022).** *The Fig : Botany, Production and Uses*. CABI.
- Schieber, M., & Chandel, N. S. (2014).** ROS function in redox signaling and oxidative stress. *Current Biology*, 24(10), R453–R462.
- 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), 1-13.
- Sies, H. (2015).** Oxidative stress : A concept in redox biology and medicine. *Redox Biology*, 4, 180–183.
- Sies, H., Berndt, C., & Jones, DP (2017).** Stress oxydatif. *Revue annuelle de biochimie*, 86 , 715-748.
- Silva, S., Gomes, L., Leitão, F., Coelho, A. V., & Boas, L. V. (2006).** Phenolic compounds and antioxidant activity of *Olea europaea* L. fruits and leaves. *Food Science and Technology International*, 12(5), 385–396.
- Sofowora, A., Ogunbodede, E., & Onayade, A. (2013).** The role and place of medicinal plants in the strategies for disease prevention. *African journal of traditional, complementary, and alternative medicines*, 10(5), 210.
- Soni, N., Mehta, S., Satpathy, G., & Gupta, R. K. (2014).** Estimation of nutritional, phytochemical, antioxidant and antibacterial activity of dried fig (*Ficus carica*). *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 3(2), 158-165.

- Storz, G., & Imlay, J. A. (1999). Stress oxydatif. *Current opinion in microbiology*, 2 (2), 188-194.
- Talhaoui, N., Taamalli, A., Gómez-Caravaca, A. M., Fernández-Gutiérrez, A., & Segura-Carretero, A. (2015). Phenolic compounds in olive leaves : Analytical determination, biotic and abiotic influence, and health benefits. *Food Research International*, 77, 924–939.
- Therios, I. N. (2009). *Olives*. CAB International.
- Tsao, R. (2010). Chemistry and biochemistry of dietary polyphenols. *Nutrients*, 2(12), 1231-1246.
- Turrini, F., Malaspina, P., Giordani, P., Catena, S., Zunin, P., & Boggia, R. (2020). Traditional decoction and PUAE aqueous extracts of pomegranate peels as potential low-cost anti-tyrosinase ingredients. *Applied Sciences*, 10(8), 2795.
- Valko, M., Leibfritz, D., Moncol, J., Cronin, M. T. D., Mazur, M., & Telser, J. (2007). Free radicals and antioxidants in normal physiological functions and human disease. *The International Journal of Biochemistry & Cell Biology*, 39(1), 44–84.
- Vongsak, B., Sithisarn, P., Mangmool, S., Thongpraditchote, S., Wongkrajang, Y., et Gritsanapan, W. (2013). Maximisation des teneurs en composés phénoliques totaux et en flavonoïdes totaux, ainsi que de l'activité antioxydante de l'extrait de feuilles de *Moringa oleifera* par une méthode d'extraction appropriée. *Industrial crops and products*, 44, 566-571.
- Wagner, H., & Ulrich-Merzenich, G. (2009). Recherche sur la synergie : vers une nouvelle génération de phytomédicaments. *Phytomedicine*, 16 (2-3), 97-110.
- Wang, B., Shen, S., Qu, J., Xu, Z., Feng, S., Chen, T., & Ding, C. (2021). Optimizing total phenolic and oleuropein of Chinese olive (*Olea europaea*) leaves for enhancement of the phenols content and antioxidant activity. *Agronomy*, 11(4), 686.
- Wojdyło, A., Nowicka, P., Carbonell-Barrachina, Á. A., & Hernández, F. (2016). Phenolic compounds, antioxidant and antidiabetic activity of different cultivars of *Ficus carica* L. fruits. *Journal of Functional Foods*, 25, 421-432.
- Zaïri, A., Nour, S., Zarrouk, A., Haddad, H., Khélifa, A., & Achour, L. (2020). Phytochemical profile, cytotoxic, antioxidant, and allelopathic potentials of aqueous leaf extracts of *Olea europaea*. *Food Science & Nutrition*, 8(10), 5255–5264.
- Zohary, D., Weiss, E., & Hopf, M. (2012). *Domestication of Plants in the Old World : The Origin and Spread of Domesticated Plants in Southwest Asia, Europe, and the Mediterranean Basin* (4ème éd.). Oxford University Press.

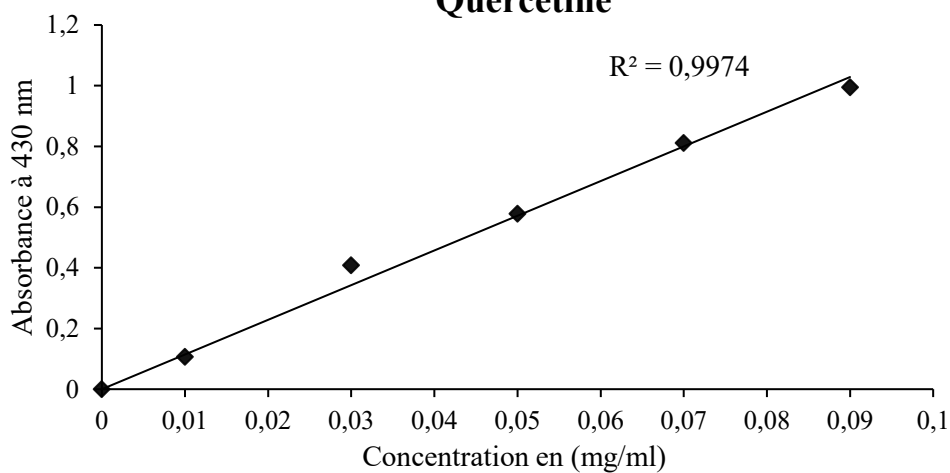
Annexes

Annexe 01 : Les courbes d'étalonnage des dosages colimétriques (CPT, FT et TCT).

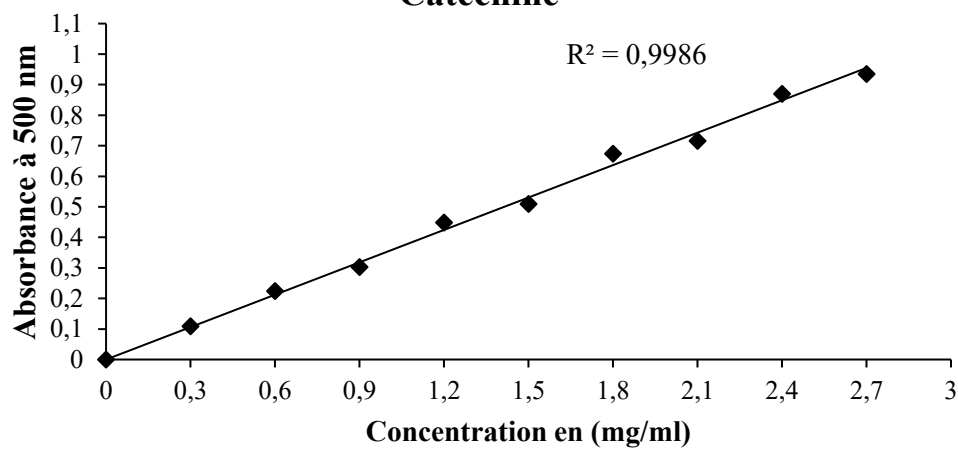
Acide gallique



Quercetine

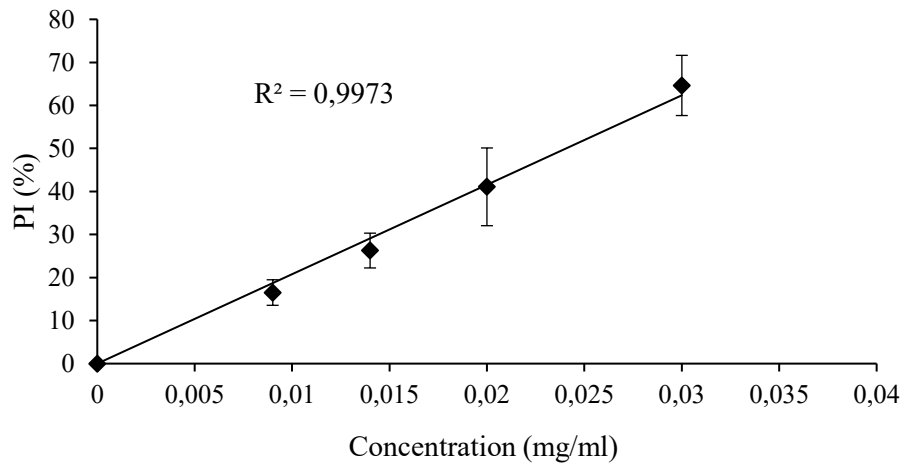


Catéchine

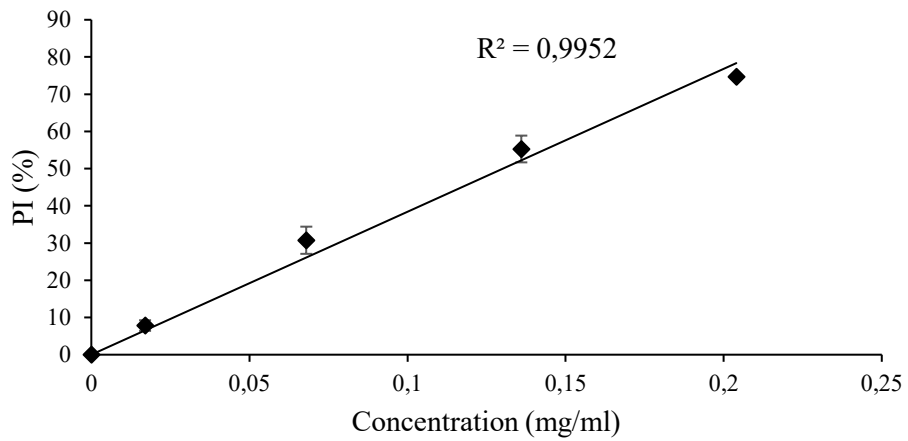


Annexe 02 : Les représentations graphiques du tests de DPPH^{*} des deux standards Vitamine C et BHT.

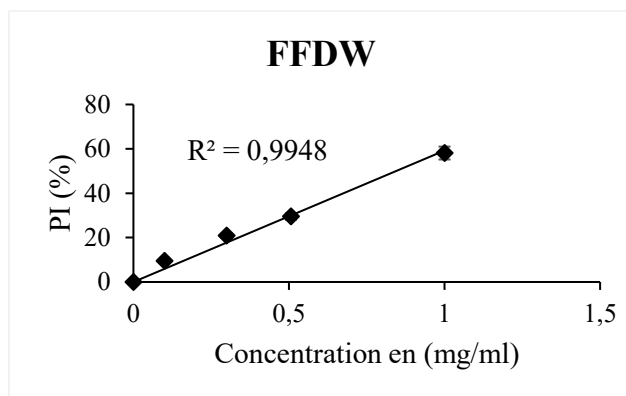
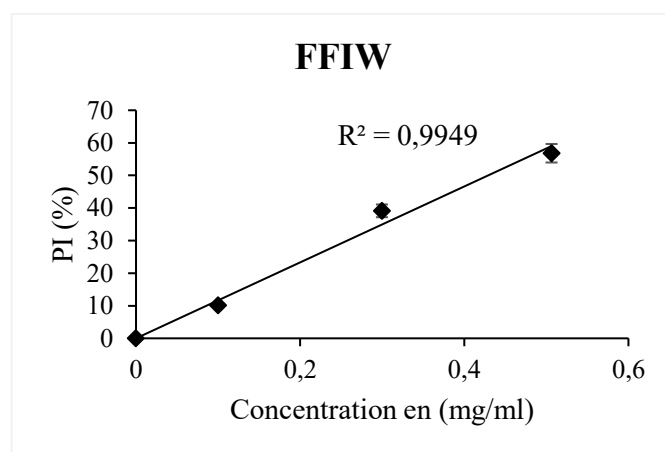
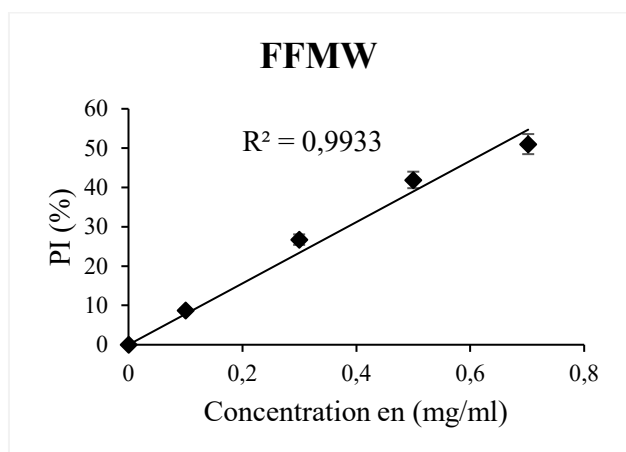
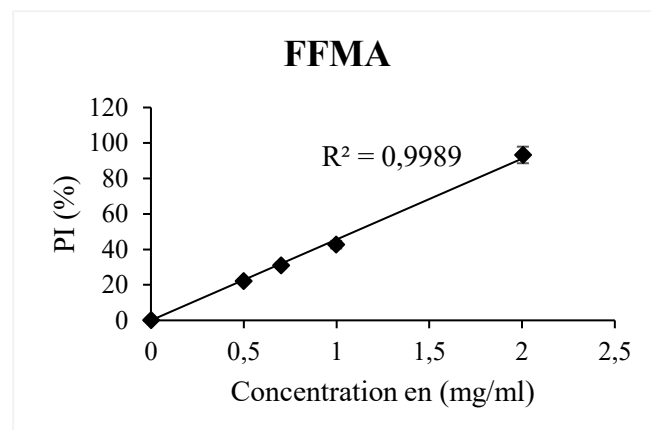
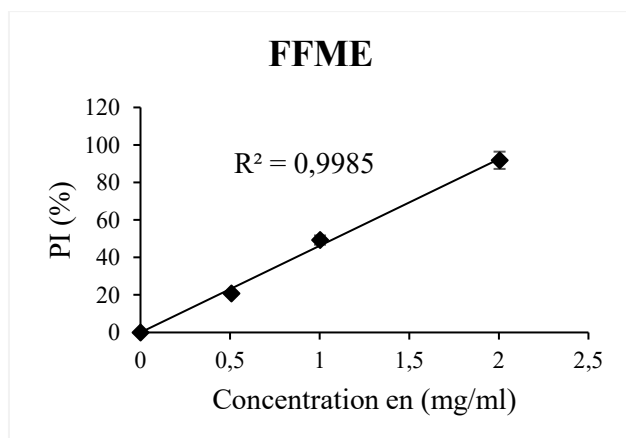
Vitamine C



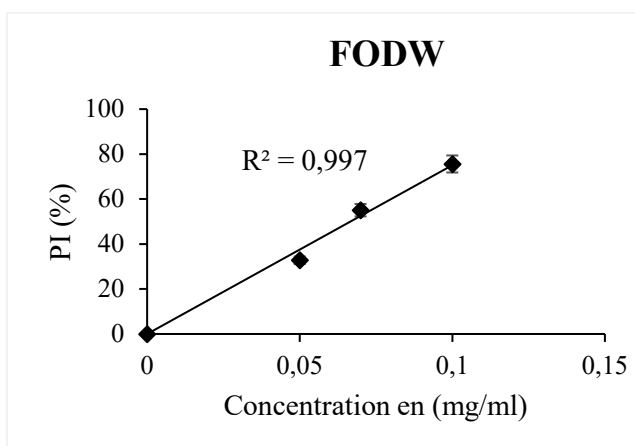
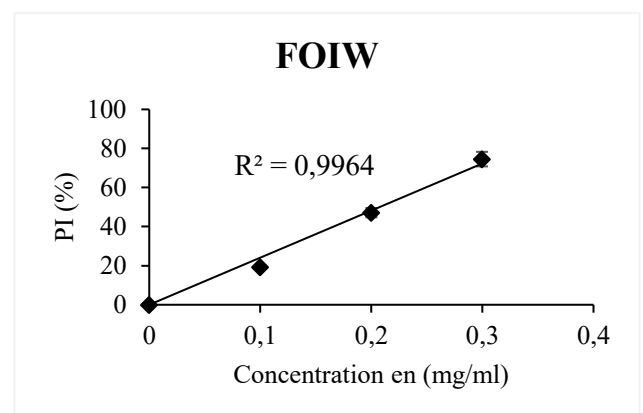
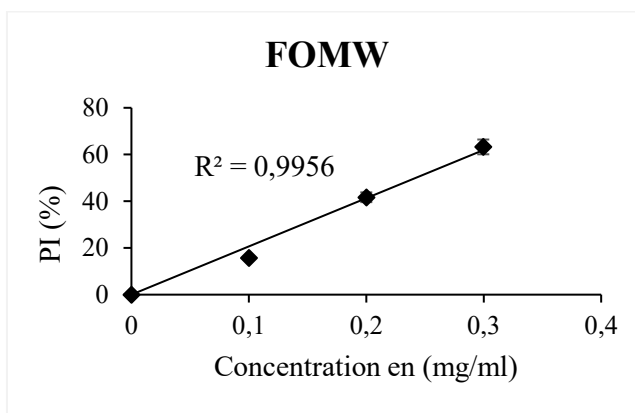
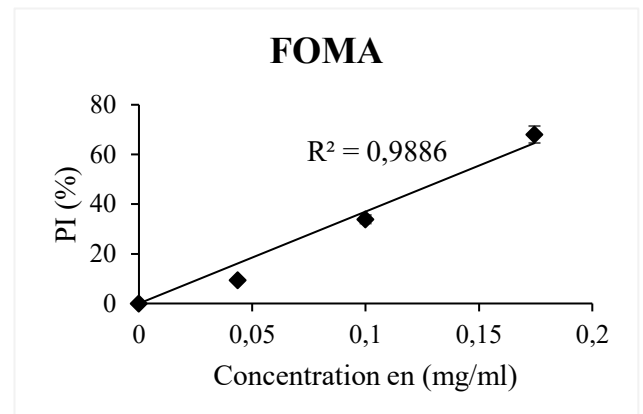
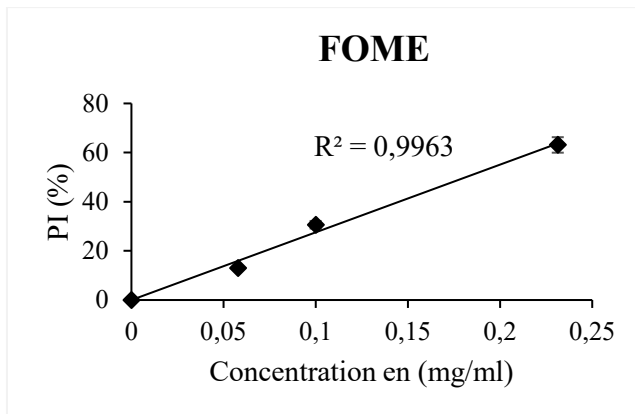
BHT



Annexe 03 : Les représentations graphiques du test DPPH* des extraits des feuilles de figes.

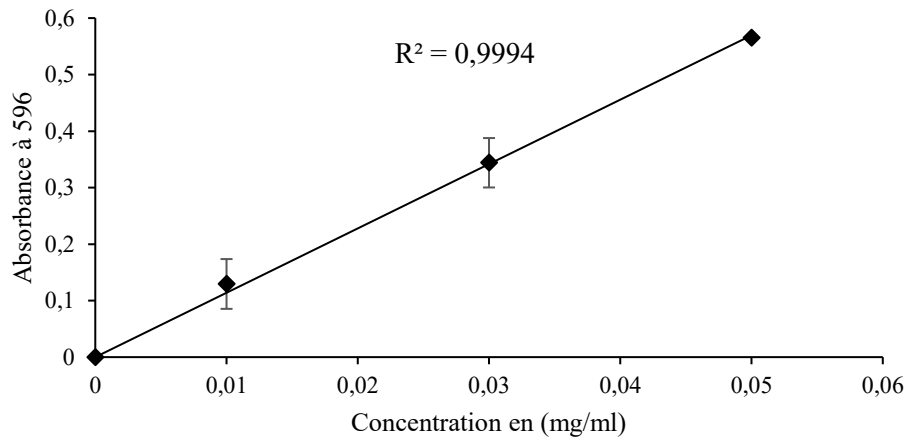


Annexe 04 : Les représentations graphiques du test DPPH* des extraits des feuilles d'olive.

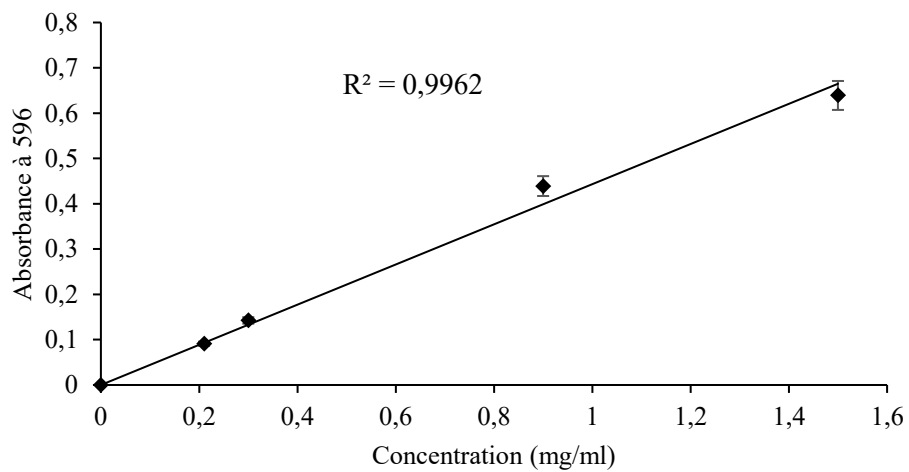


Annexe 05 : Les représentations graphiques du tests FRAP des deux standards Vitamine C et BHT.

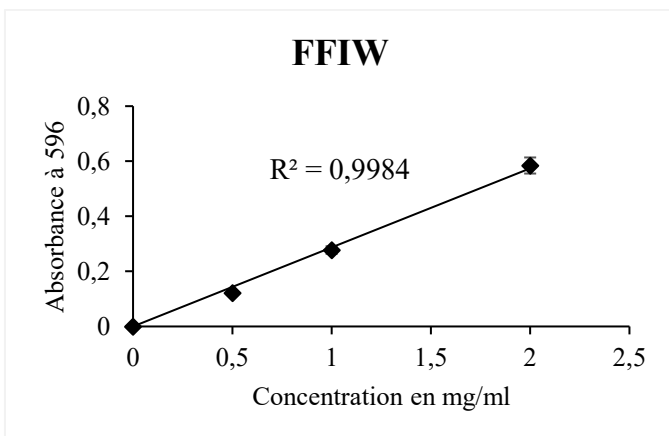
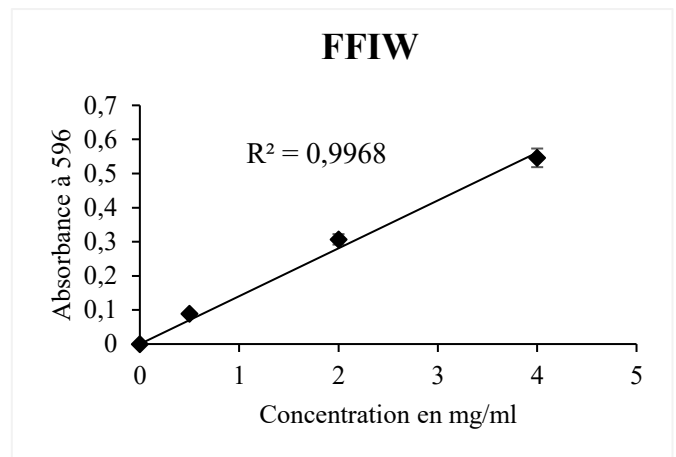
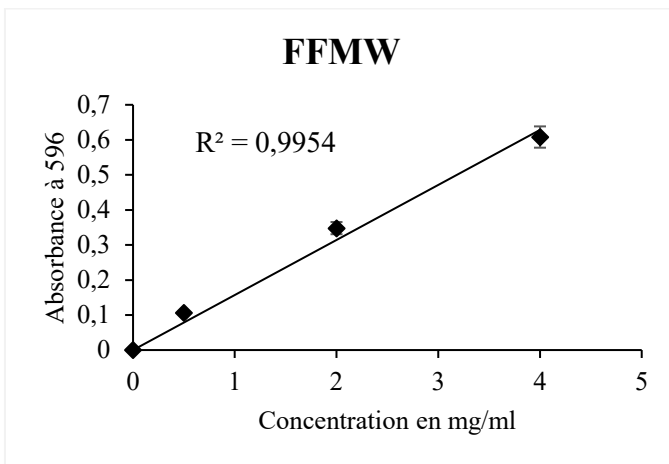
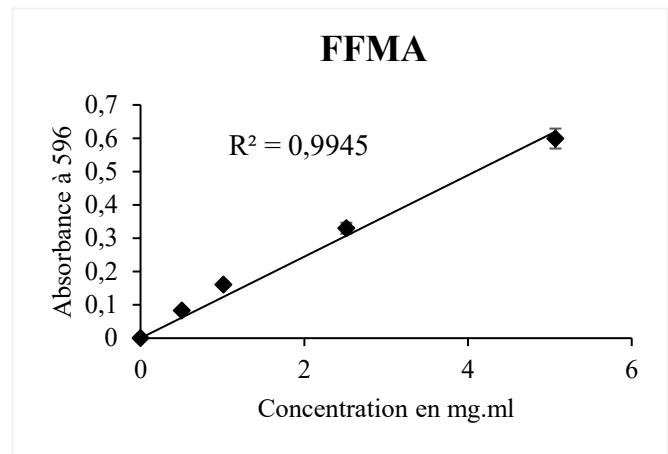
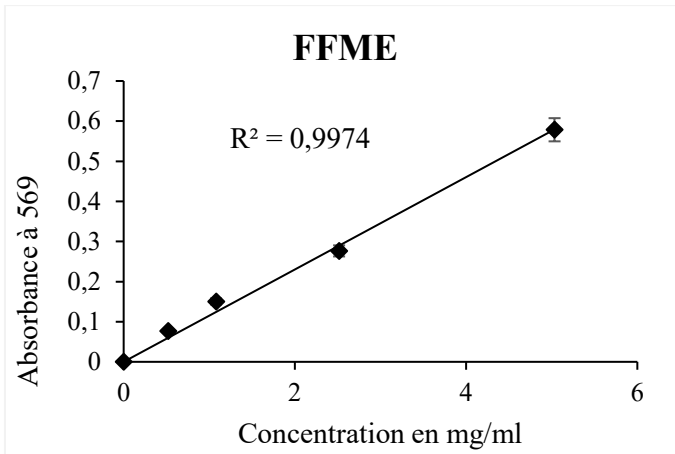
Vit C



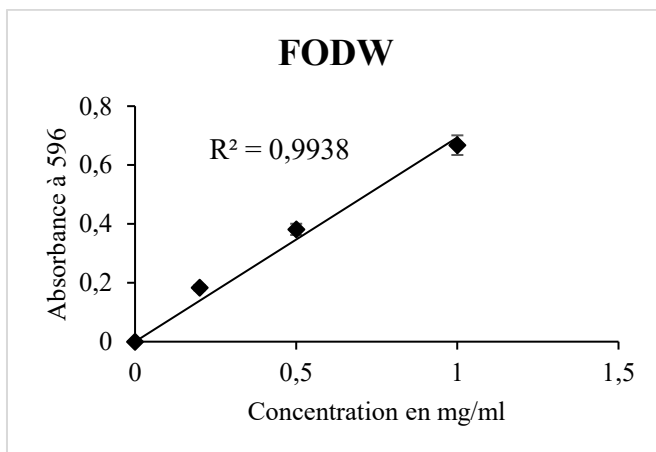
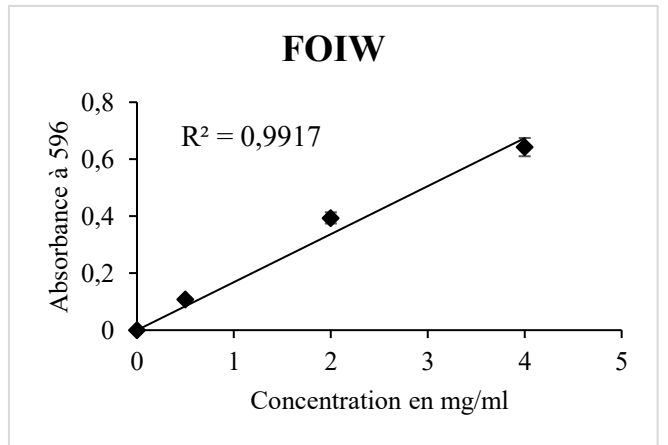
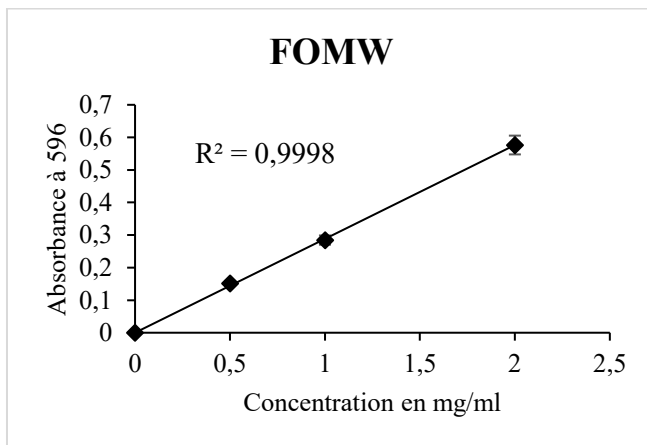
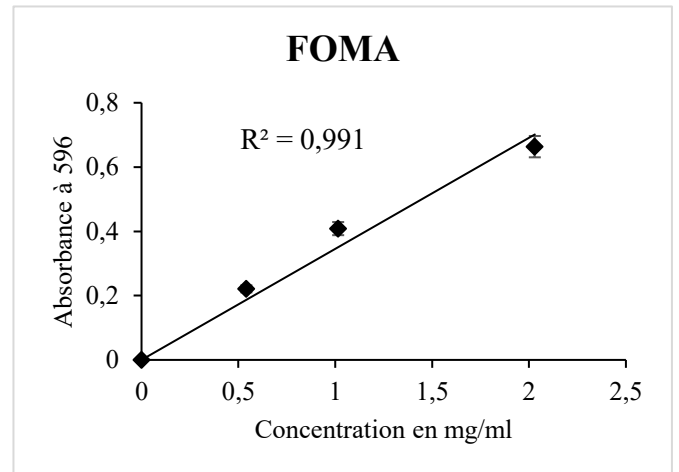
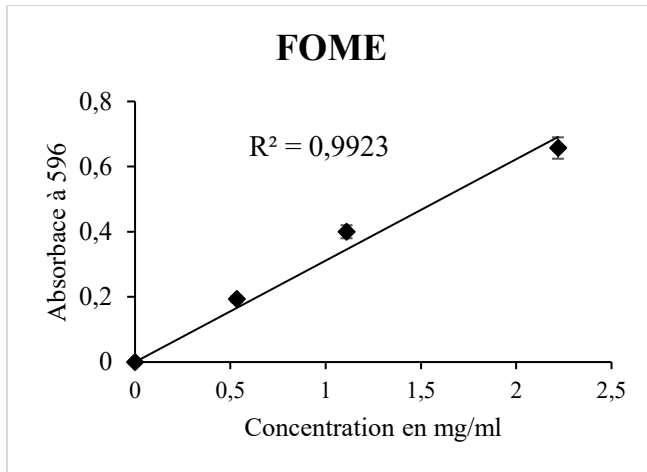
BHT



Annexe 06 : Les représentations graphiques du test FRAP des extraits des feuilles de figes.

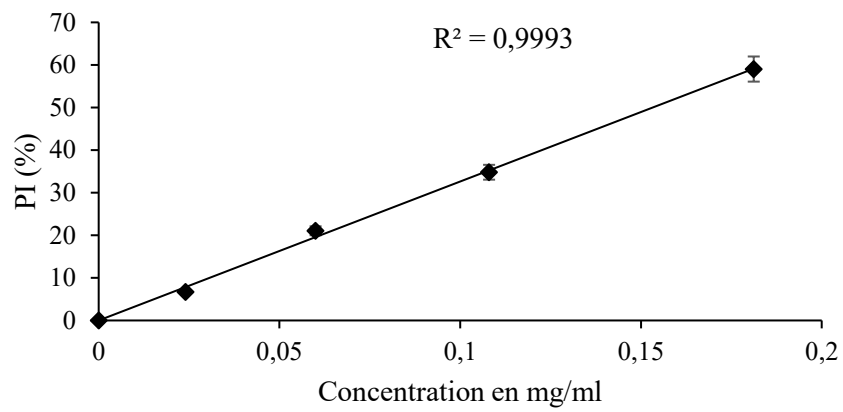


Annexe 07 : Les représentations graphiques du test FRAP des extraits des feuilles d'olive.

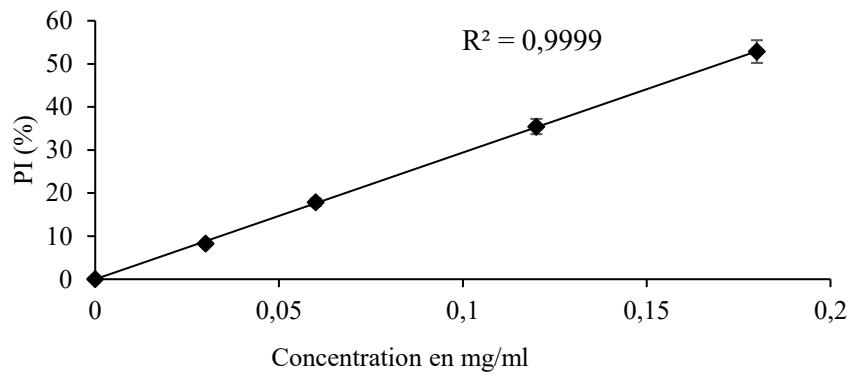


Annexe 08 : Effet synergie des deux plantes pour le test DPPH*.

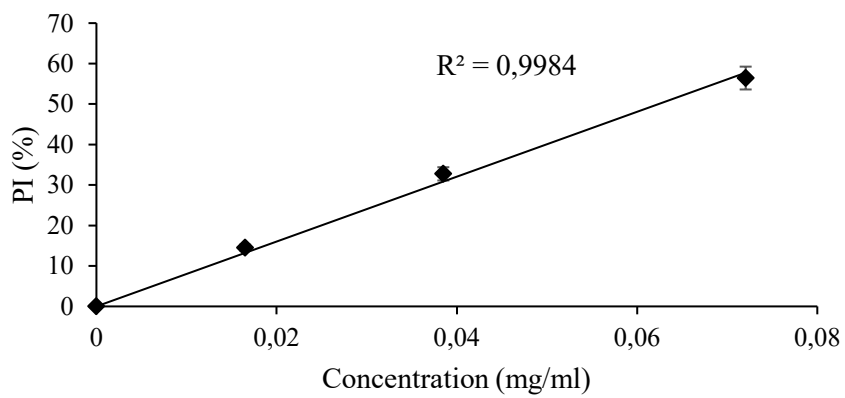
Melange (1:1)



Mélange (2:1)

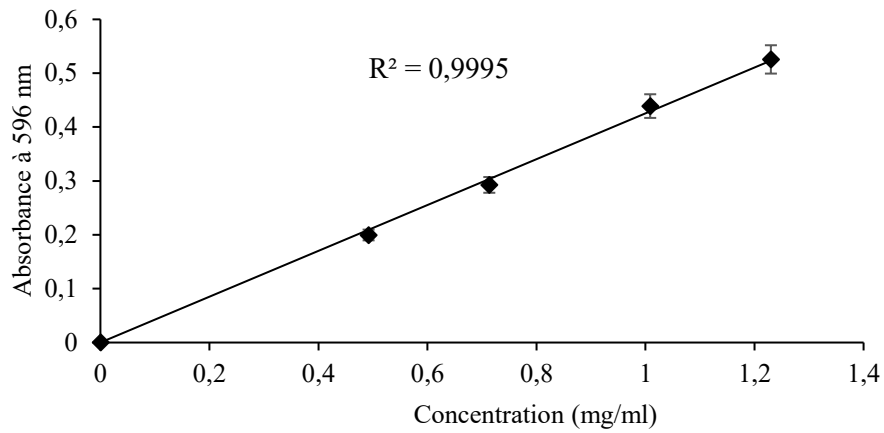


Melange (1:2)

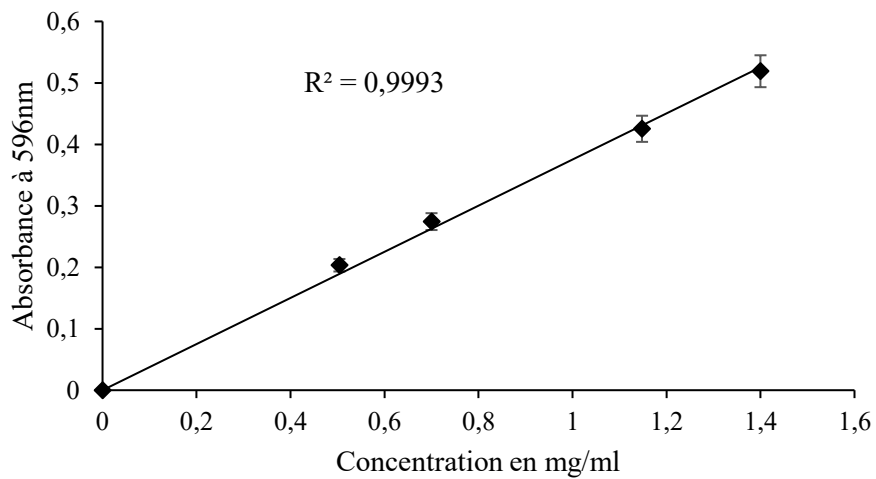


Annexe 09 : Effet synergie des deux plantes pour le test FRAP.

Melange (1:1)



Melange (2:1)



Mélange (1:2)

