



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 محمد البشير الإبراهيمي برج بوعريريج  
Université Mohamed El Bachir El Ibrahimi B.B.A.

كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الأرض والكون  
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers  
قسم العلوم البيولوجية

Département des Sciences Biologiques

# Mémoire

En vue de l'obtention du Diplôme de Master  
Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie  
Filière : Sciences Biologiques  
Spécialité : Biochimie

## Intitulé

**Dosage des polyphénols et activité antioxydante du fenouil sauvage**

Présenté par : BOUAICI Khaoula  
HADDAD Aicha

Devant le jury :

Président : M<sup>me</sup> Z. BENOUDAH                      MCB (Université de Bordj Bou Arréridj)  
Encadrant : M<sup>me</sup> F. FELLAH                        MCA (Université de Bordj Bou Arréridj)  
Examineur : M<sup>me</sup> M. Nasri                        MCB (Université de Bordj Bou Arréridj)

Année universitaire : 2020/2021

## *REMERCIEMENTS*

Nous remercions dieu le tout puissant de nous avoir donné la santé et la volonté d'entamer et de terminer ce mémoire.

Nous tenions en premier lieu à exprimer nos vifs et sincères remerciements vont à **M<sup>me</sup> BENOUADAH Zohra**, pour avoir accepté de présider ce jury.

Nos plus vifs remerciements à notre encadreur **M<sup>me</sup> FELLAH Fahima**, pour la qualité de son encadrement exceptionnel, pour sa patience, sa rigueur et sa disponibilité durant la réalisation de ce mémoire.

Nos vifs et sincères remerciements vont à **M<sup>me</sup> NASRI Meriem**, pour avoir accepté d'examiner ce travail.

Un grand remerciement à **M. MEKHOUKH Nasreddine** pour son aide pratique et son soutien moral et ces encouragements, et aussi à toute l'équipe de laboratoire.

Sans oublier de remercier tous nos professeurs et toutes les personnes ayant contribué de près ou de loin à l'aboutissement de ce travail.

Pour finir nos derniers mots de remerciements vont à nos familles et nos amis.

## *Dédicaces*

*Grâce l'aide du Dieu qu'on a achevé ce modeste travail que je dédie :*

*A mes très chers parents (Mohamed et Nabila), sans votre affection, vos sacrifices, vos prières et vos efforts que vous avez déployés durant toute ma vie, ce travail n'aurait jamais pu être réalisé. J'espère que*

*Dieu vous accorde une longue vie pleine de santé et de bonheur ; A mon grand-père ;*

*A mon adorables sœur Aya et à mes frères bien aimés*

*Youcef et Kais ;*

*A mon fiancé Dhia Eddine ;*

*A tout ma famille ;*

*A tous mes amis proches ;*

*A mon amie et binôme HADDAD AICHA avec qui j'ai partagé tous les moments de stress de fatigue mais, aussi de fous rires, sans toi ce travail n'aurait pu être réalisé ;*

*Mes enseignants ;*

*Ames chères amies : Miyada, fatima, chaima<sup>2</sup>*

*A ma promotion de biochimie 2020/2021 ;*

*A tout personne qui m'a connue ;*

*Tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.*

*Khaoula*

## *Dédicaces*

*Je remercie le Bon Dieu pour tout et Je dédie ce modeste travail à :*

*Mes très chers parents qui m'ont beaucoup soutenue et encouragée jusqu'au bout et qui ALLAH leur accorde une longue vie. Je leurs adresse mes remerciements les plus profonds, pour leurs encouragements et leurs conseils et surtout leur compréhension et pour tous les efforts qu'ils ont fournis pour nous permettre une meilleure vie.*

*Mes chers frères ; Adel, seif, Khair-Eddine, Abd El Madjid et Mohamed*

*Mon fiancé Akram ;*

*A mon binôme Bouaici Khaoula qui a partagé avec moi le moment difficile de ce travail et à sa famille ;*

*Mes proches amies : Chaima, Fatima, Ghada, Radia et Ines.*

*Je me rappellerai toujours de tous les bons moments que nous avons partagés ensemble et qui resteront gravés dans ma mémoire.*

*Mes enseignants ;*

*Toutes mes camarades de la promotion de Biochimie 2020 – 2021.*

*Tous Person qui m'ont connue.*

*Tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce mémoire.*

*Aicha*

# TABLES DES MATIERES

*Remerciements*

*Dédicaces*

*Table des matières*

*Liste des abréviations*

*Liste des figures*

<b>INTRODUCTION</b> .....	1
<b>CHAPITRE I. MATERIEL ET METHODES</b> .....	3
I.1 Matériel végétal .....	3
I.2 Préparation des échantillons du fenouil sauvage.....	5
I.2.1 Echantillonnage.....	5
I.2.2 Séchage.....	5
I.2.3 Broyage .....	5
I.2.4 Tamisage .....	5
I.3 Analyse physicochimique.....	5
I.3.1 Détermination du taux d'humidité.....	5
I.3.2 Détermination de la teneur en matière grasse.....	6
I.3.3 Détermination du taux de sels.....	6
I.4 Extraction.....	7
I.5 Calcul de rendement.....	7
I.6 Dosage des polyphénols.....	8
I.6.1 Dosage des flavonoides.....	8
I.6.2 Détermination des tannins condensés.....	8
I.6.3 Dosage des caroténoides.....	9
I.7 Activités antioxydantes.....	9
I.7.1 Activité antioxydante totale.....	9
I.7.2 Pouvoir réducteur.....	9
I.7.3 DPPH.....	10

I.7.4 Pouvoir chélateur.....	10
I.8 Analyse statistique.....	10
<b>CHAPITRE II. RESULTATS.....</b>	<b>11</b>
II.1 Etude physicochimique.....	11
II.1.1 Taux d'humidité de la poudre.....	11
II.1.2 Teneur en fraction lipidique.....	11
II.1.3 Taux de cendre.....	12
II.2 Etudes phytochimique.....	12
II.2.1 Rendement d'extraction.....	12
II.2.2 Teneur en polyphénols totaux.....	13
II.2.3 Teneur en flavonoïdes.....	13
II.2.4 Teneur en tannins condensés.....	14
II.2.5 Teneur en caroténoïdes.....	14
II.3 Activité antioxydante.....	15
II.3.1 Activité antioxydante totale.....	15
II.3.2 Pouvoir réducteur.....	15
II.3.3 Piégeage du radical libre DPPH.....	16
II.3.4 Chélation du fer ferreux.....	17
<b>CHAPITRE III. DISCUSSION.....</b>	<b>18</b>
<b>CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....</b>	<b>22</b>
<b>REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....</b>	<b>23</b>
<b>ANNEXE</b>	
<b>RESUMES</b>	

## LISTE DES ABRÉVIATIONS

µg : Microgramme.

µl : Microlitre.

µm : Micromètre.

A : Absorbance.

ABTS : Acide 2,2'-azino-bis (3-éthylbenzothiazoline-6-sulphonique).

AG : Acide gallique.

AlCl<sub>3</sub> : Trichlorure d'aluminium.

ANOVA : Analyse of variance.

BHA : Hydroxyanisole butylé.

BHT : Butyl-hydroxytoluène.

DPPH : 2,2- diphényle-1-picrylhydrazyl.

EDTA : Éthylène diamine tétra-acétique.

EAG : Equivalant acide gallique.

EC<sub>50</sub> : Concentration efficace médiane.

EQ : Equivalant quercétine.

ES : Extrait sec.

FS : Fenouil sauvage.

FeCl<sub>2</sub> : Chlorure de fer.

FeCl<sub>3</sub> : Chlorure ferrique.

Fe<sup>+2</sup> : Ion ferreux.

Fe<sup>+3</sup> : Ions ferriques.

FRAP : Ferric reducing antioxydant power.

HCl : Acide chlorhydrique

H<sub>3</sub>PMo<sub>12</sub>O<sub>40</sub> : Acide phosphomolybdique.

H<sub>3</sub>PW<sub>12</sub>O<sub>40</sub> : Acide phosphotungstique.

IC<sub>50</sub> : Concentration inhibitrice à 50%.

MEX : Masse de l'extrait obtenu après évaporation (g)

mg EAG/g d'ES : Milligramme d'équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait sec

mg EC/g d'ES : Milligramme d'équivalent de catéchine par gramme d'extrait sec

mg EQ/g d'ES : Milligrammes d'équivalent de quercétine par gramme d'extrait sec

MMV : Masse de la matière végétale séchée et laminé (g)

MS : Matière sèche.

NaCl : Chlorure de sodium.

nm : nanomètre

pH : Potentiel hydrogène.

TAC : Activité antioxydante totale.

TCA : Acide trichloroacétique.

t-test : Test de Student

TS : Teneur des sels.

UV : Ultraviolet.



## LISTE DES FIGURES

Numéro	Titre	Page
<b>1</b>	Photographie du fenouil sauvage ( <i>Foeniculum vulgare</i> )	<b>3</b>
<b>2</b>	Séchage de fenouil sauvage.	<b>5</b>
<b>3</b>	Schéma explicatif montrant le déroulement de l'extraction.	<b>7</b>
<b>4</b>	Taux de l'humidité de la poudre du fenouil sauvage.	<b>11</b>
<b>5</b>	Taux des lipides dans la poudre du fenouil sauvage.	<b>11</b>
<b>6</b>	Taux des sels dans la poudre du fenouil sauvage.	<b>12</b>
<b>7</b>	Rendement d'extraction en pourcentage pour la poudre du fenouil sauvage	<b>12</b>
<b>8</b>	Teneur en polyphénols totaux du <i>foeniculum vulgare</i> dans les deux extraits acétonique et éthanolique.	<b>13</b>
<b>9</b>	Teneur en flavonoïdes d'extrait sec du fenouil sauvage.	<b>14</b>
<b>10</b>	Teneur en tanins condensés d'extrait sec du fenouil sauvage.	<b>14</b>
<b>11</b>	Capacité antioxydante totale du fenouil sauvage pour les deux solvants.	<b>15</b>
<b>12</b>	Pouvoir réducteur des extraits du fenouil sauvage en comparaison avec deux standards.	<b>16</b>
<b>13</b>	Activité anti-radicalaire du fenouil sauvage en comparaison avec des standards.	<b>16</b>
<b>14</b>	Activité chélatrice de fer du fenouil sauvage pour les deux solvants et l'EDTA.	<b>17</b>

## **INTRODUCTION**

Le stress oxydant correspond à un déséquilibre entre la génération d'espèces oxygénées activées (EOA) et les défenses antioxydantes de l'organisme, en faveur des premières. Notre mode de vie (tabagisme, alcoolisme, obésité, exercice physique intense), mais aussi nos mauvaises habitudes alimentaires, augmentent de façon anormale la production des EOA dans notre organisme (**Zino et al., 1997**). A long terme, ceci peut contribuer à l'apparition de diverses pathologies liées au vieillissement comme les cancers ou les maladies cardio-vasculaires (**Haleng et al., 2007**).

L'organisme se protège toujours contre la formation et l'agression de ces oxydants grâce à un système de défense hyper efficace, complétés par des apports alimentaires qui contiennent des substances antioxydantes tels que les caroténoïdes, les vitamines et les composés phénoliques. Ces derniers sont des métabolites secondaires très répandus chez les plantes. Ils sont étudiés avec engouement et de façon large pour leurs activités biologiques, pharmacologiques et antioxydantes (**Palanisamy et al., 2008**).

Ces substances suscitent beaucoup d'intérêts dans plusieurs domaines, à côté de celui de la prévention à diverses maladies, sont utilisées en cosmétologie, en agroalimentaire, et comme additifs et conservateur des aliments (**Japon-Lujan et al., 2008**).

La flore algérienne regorge de plusieurs espèces encore peu ou pas étudiées, qui possèdent diverses propriétés biologiques.

Le *Foeniculum vulgare*, une espèce qui appartient à la famille d'Apiaceae, est connu et utilisé par les êtres humains depuis l'antiquité (**Soliman et al., 2002**). A côté de ces utilisations culinaire, il est aussi utilisé comme antispasmodique, stimulant d'appétit, diurétique, stomachique, anti-inflammatoire, anti-diarrhéique, anticolique et comme un promoteur de lactation (**Stesanini et al., 2006**).

L'objectif de cette étude est d'estimer la teneur en composés phénoliques du fenouil sauvage (*Foeniculum vulgare*), récolté dans la région de Beni Maouche à Bejaïa, par le dosage des polyphénols totaux, des flavonoïdes et des tannins condensés, comme elle vise aussi à l'évaluation de leur activité antioxydante.

Ce manuscrit englobe trois chapitre dont le premier décrit la méthodologie appliquée dans ce travail, qui porte sur une évaluation des caractéristiques physicochimiques, phytochimiques et antioxydantes de la plante en question. Le deuxième chapitre présente une description des résultats obtenus ainsi une interprétation de ces derniers. Le dernier chapitre comporte une discussion, suivi d'une conclusion et des perspectives.

## **CHAPITRE I. MATERIEL ET METHODES**

### **I.1. Matériel végétal**

La présente étude a été réalisée sur une espèce qui appartient de la famille des Apiaceae qui se nomme le fenouil sauvage (**figure 1**). Ces échantillons vont servir à la préparation des extraits, puis aux différents dosages et tests selon les étapes indiquées dans le protocole global schématisé ci-dessous.

La classification du fenouil sauvage est la suivante

**Règne :** Plantae

**Classe :** Magnoliopsida

**Ordre :** Apiales (ombellifères)

**Famille :** Apiaceae (ombellifères)

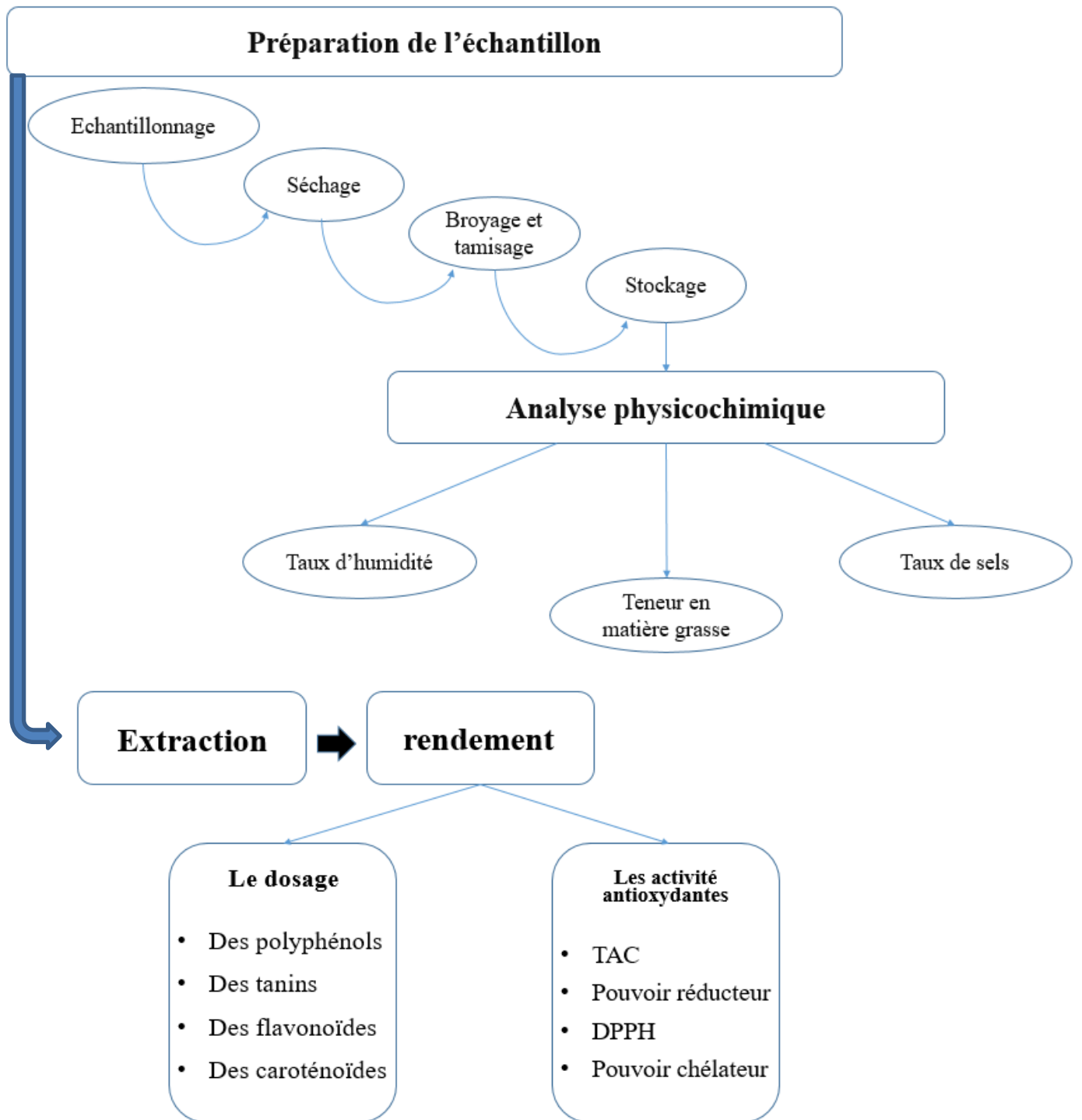
**Genre :** *Foeniculum*

**Espèce :** *Foeniculum vulgare*



**Figure 1.** Photographie du fenouil sauvage (*Foeniculum vulgare*).

Protocole globale



## **I.2. Préparation des échantillons du fenouil sauvage**

La préparation de la poudre du fenouil sauvage comprend différentes étapes en commençant par collecte de la plante jusqu'à l'obtention de la poudre.

### **I.2.1. Echantillonnage**

Les échantillons du fenouil sauvage ont été collectés dans la région montagnarde de Beni Maouche (wilaya de Bejaia) au lieu-dit El-Djabia à la fin février 2021.

### **I.2.2. Séchage**

Après le nettoyage, le fenouil sauvage est coupé en petits morceaux, séché à l'ombre pendant 15 jours (**figure 2**), puis à l'étuve pendant 24h sous une température de 40°C.



**Figure 2.** Séchage de fenouil sauvage.

### **I.2.3. Broyage**

Après le séchage, les échantillons secs obtenus ont été broyés à l'aide d'un broyeur électrique jusqu'à l'obtention d'une poudre très fine.

### **I.2.4. Tamisage**

Le tamisage a été effectué afin d'obtenir une poudre de granulométrie inférieure à 200  $\mu\text{m}$ . La poudre ainsi obtenue est conservée dans des flacons en verre, fermés hermétiquement, à l'abri de la lumière pour que la poudre n'absorbe pas l'humidité, mais aussi pour réduire le taux d'oxydation dû à la lumière.

## **I.3. Analyse physicochimique**

### **I.3.1. Détermination du taux d'humidité**

Le taux d'humidité est déterminé selon (AOAC, 2000). Une quantité de 2g de poudre est placée sur boîte en verre préalablement taré. La boîte et son contenu sont ensuite placés dans une étuve type Memmert à 105°C pendant 24h.

Après refroidissement dans un dessiccateur renfermant un desséchant (gel de silice), la boîte est pesée. Le taux d'humidité est calculé par la formule suivante :

$$H(\%) = \frac{m - m'}{m} \times 100\%$$

Considérons ;

**m** : masse de l'échantillon avant le séchage

**m'** : masse de l'échantillon après le séchage = masse (boîte + échantillon séchée) – masse du boîte vide

### **I.3.2. Détermination de la teneur en matière grasse**

L'extraction de la matière grasse totale (MG) a été effectuée par un appareil de type Soxhlet selon (BIPEA, 1976). Tout d'abord, 5g de poudre de (foeniculum vulgare) a été mise dans une cartouche couverte par un coton cardé puis placée dans l'appareil à extraction. Un volume nécessaire (250 ml) de solvant (éther de pétrole) est versé dans le ballon, puis ce dernier est adapté à l'appareil d'extraction à chauffage électrique. A certaine durée de 2h à 3h, l'appareil est éteint et laissé refroidir. Le solvant est éliminé par évaporation dans un rotavapeur.

Le taux de la fraction lipidique est calculé par la formule suivante :

$$MG(\%) = \frac{P1 - P2}{m} \times 100\%$$

Considérons :

**MG** : taux de la matière grasse.

**P2** : poids du ballon vide.

**P1** : poids du ballon après évaporation.

**m** : masse de l'échantillon

### **I.3.3. Détermination du taux de sels**

Le taux d'humidité est déterminé selon (AOAC, 2000) .2g de poudre ont été mis dans un creuset en porcelaine, préalablement taré. Le creuset est introduit dans un four à moufle de type memmert à une température de 800°C pendant 10 heures jusqu'à l'obtention des cendres blanches ou gris clair (brulant toute la matière organique). Le creuset a été placé dans un dessiccateur, laissé refroidir, puis pesé. Le taux de sels est calculé par la formule suivante :

$$TS(\%) = \frac{m - m'}{m} \times 100\%$$

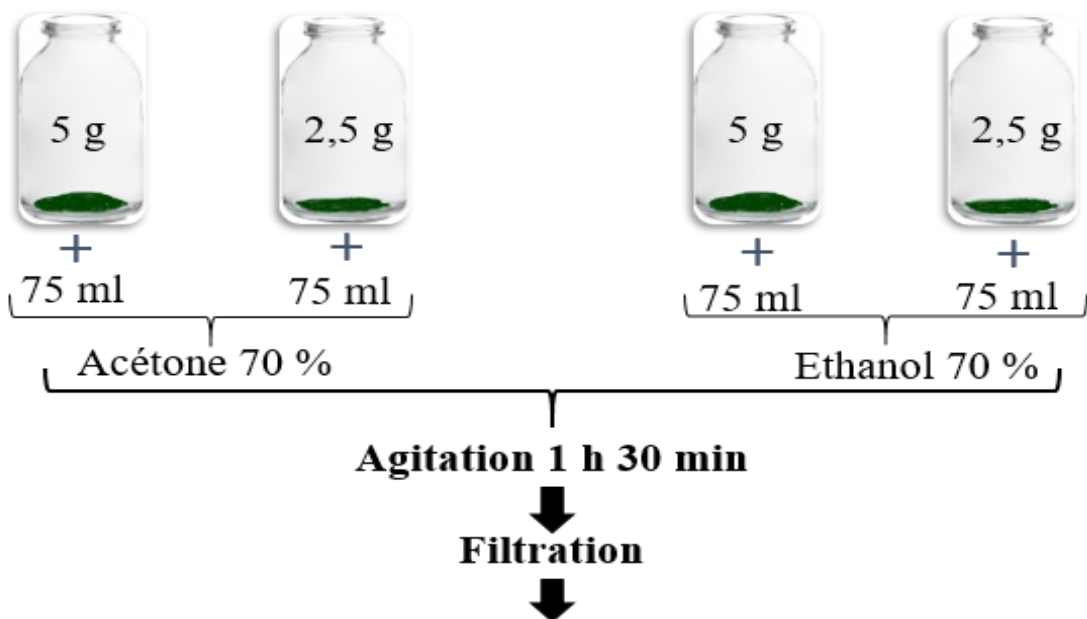
TS : Taux du sel

$m^{\prime}$  : masse du creuset vide

$m$  : masse de l'échantillon

#### I.4. Extraction

L'extraction a été faite selon le schéma suivant (figure 3)



Une deuxième extraction, dans les mêmes conditions, a été effectuée pour obtenir le maximum de filtrat. Ce dernier est soumis à un rota vapeur pour éliminer le solvant.

Les extraits séchés stockés dans un réfrigérateur

Figure 3. Schéma explicatif montrant le déroulement de l'extraction.

#### I.5. Calcul du rendement

Le rendement se calcule par le rapport entre la masse de l'extrait obtenu et la masse de la matière première végétale après séchage. Ce rendement est exprimé en pourcentage et calculé par la formule suivante :

$$R\% = ([MEX] / [MMV]) \times 100\%$$

MMV : masse de la matière végétale séchée (g)

MEX : masse de l'extrait obtenu après évaporation (g)



## **I.6. Dosage des polyphénols**

La teneur en polyphénols totaux a été estimée par une méthode simple à réaliser utilisant de Folin-Ciocalteu décrite par (**Singleton et Rossi, 1965**) qui est basée sur la réduction en milieu alcalin d'un mélange de phosphotungstène ( $WO_4^{2-}$ ) phosphomolybdique ( $MoO_4^{2-}$ ) du réactif de Folin par les groupements oxydables des composés phénoliques, conduisant à la formation d'un produit de réduction de couleur bleue. Ces derniers présentent un maximum d'absorption à 760 nm dont l'intensité est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans l'échantillon (**Boizot et Charpentier, 2006**).

1 ml de réactif de Folin-Ciocalteu (1:10) est ajouté à 0.2 ml d'échantillon. Après 3 à 5 min, 0.8 ml d'une solution de carbonate de sodium 7.5% sont additionnés au milieu réactionnel. Après 2 h d'incubation à température ambiante l'absorbance est mesurée à 760 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-visible.

La teneur en polyphénols totaux est exprimée en milligramme équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait sec (mg EAG/g d'ES) à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée dans les mêmes conditions avec des concentrations précises d'acide gallique utilisé comme standard (**Annexe 1**).

### **I.6.1. Dosage des flavonoïdes**

La teneur en flavonoïdes des extraits a été mesurée à l'aide d'une méthode colorimétrique selon le protocole de (**Jain et al., 2011**) en utilisant la quercétine comme standard (**Annexe I**). Un volume de 1 ml de chaque extrait a été ajouté à 1 ml de chlorure d'aluminium (2%). Après incubation à température ambiante pendant 1h, l'absorbance du mélange réactionnel a été mesurée à 430 nm. La teneur totale en flavonoïdes a été exprimée en milligramme d'équivalent de quercétine /g d'extrait sec (mg EQ /g d'ES).

### **I.6.2. Détermination des tannins condensés**

La teneur en pro-anthocyanidines a été estimée selon le protocole décrit par (**Oyedemi et Afolayan, 2011**) avec quelques modifications. Un volume de 2 ml d'extrait a été mélangé avec 3 ml de solution de vanilline (4% P/V) préparé dans le méthanol et 1.5 ml d'HCL (37%). Le mélange a été bien agité puis incubé pendant 15 min à température ambiante. L'absorbance a été lue à 500 nm. Une courbe d'étalonnage a été préparée dans les

mêmes conditions en utilisant la catéchine comme standard (**Annexe 1**). La quantité des tanins est exprimée en mg équivalent catéchine par g d'extrait sec (mg EC/g ES).

### I.6.3. Dosage des caroténoïdes

L'estimation des caroténoïdes du fenouil sauvage a été évaluée par la méthode de (**Sass-kiss et al., 2005**) avec quelques modifications. Un volume de 10 ml d'un mélange de solvant (hexane, acétone, éthanol) (2; 1 ;1 ,V/V/V) a été additionné à 50mg de poudre et mis sous agitation pendant 15 min. Le mélange a été centrifugé à 4500 tours/min pendant 15 min. La phase supérieur (hexanique) a été récupérée. Dans les mêmes conditions, le culot a subi une deuxième extraction. Les deux phases hexaniques ont été mélangées. L'absorbance est lue à 450 nm.

## I.7. Activités antioxydantes

### I.7.1. Activité anti oxydante totale

La capacité antioxydante totale (TAC) des extraits est évaluée par la méthode de phosphomolybdène de (**Prieto et al., 1999**).

Une quantité de 0,3 ml de l'extrait est introduite dans les tubes à essais, puis 3 ml de solution à préparer sont additionnés (la solution contient de l'acide sulfurique 0,6 M, du phosphate de sodium 28 mM et du molybdate d'ammonium 4 mM). Les tubes sont agités et incubés au bain-marie à 95°C pendant 90 minutes. Après refroidissement l'absorbance est mesurée à 695 nm. Une courbe d'étalonnage est réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant l'acide gallique comme contrôle positif (**Annexe 1**). Les résultats sont exprimés en milligrammes équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait sec (mg EAG/g ES).

### I.7.2. Pouvoir réducteur

Le pouvoir réducteur des extraits de *Foeniculum vulgare* a été déterminé selon le protocole de (**Oyaizu. 1986**). Un volume de 200 µl de chaque extrait a été mélangé avec 500µl de tampon phosphate (0,2 M, pH 6,6) et 2,5 ml de ferricianide de potassium (1%). Les mélanges ont été incubés pendant 20 min à 50°C. Après incubation, 2,5 ml d'acide trichloracétique (10%) ont été ajoutés aux mélanges, suivis d'une centrifugation à 650 rpm en 10 min. Le surnageant (500 µl) a été mélangée avec 500 µl d'eau distillée et 100 µl de

chlorure ferrique (0,1%). L'absorbance de la solution obtenue a été mesurée à 700 nm. Acide ascorbique et BHT sont utilisés comme contrôles positifs.

### I.7.3. DPPH

Le pouvoir anti radicalaire, par la neutralisation du radical DPPH· de l'extrait est évalué selon la méthode décrite par (Blois, 1958). Le DPPH est dissout dans 100 ml de méthanol absolu pour préparer une solution mère, la solution étalon de travail a été préparée en diluant la solution mère de DPPH avec du méthanol pour obtenir une absorbance de 0,98 ( $\pm 0,02$ ) à 517 nm. Un volume de 100  $\mu$ l de chaque extrait à différentes concentrations a été ajouté à 2,5 ml de la solution méthanolique de DPPH. Le mélange réactionnel est agité au Vortex pendant 1 minute puis incubé à l'obscurité et à température ambiante pendant 30 minutes. La lecture est réalisée à 517 nm. L'activité de *scavenger* des extraits a été évaluée selon la formule : Pourcentage de *scavenging* =  $100 \times (A_{\text{control}} - A_{\text{échantillon}}) / A_{\text{control}}$ .

Où

$A_{\text{control}}$  : représente l'absorbance de la réaction témoin (contenant tous les réactifs sauf l'extrait testé).

$A_{\text{échantillon}}$  : représente l'absorbance du l'extrait testé.

### I.7.4. Pouvoir chélateur

La méthode de (Le et al., 2006) a été utilisé pour mesurer la chélation des ions ferreux. Un volume de 500  $\mu$ l de chaque échantillon ou chélateur standard (EDTA) a été ajouté à 100  $\mu$ l de  $\text{FeCl}_2$  (0,6 mM) et 900  $\mu$ l de méthanol. Après 5 min d'incubation, 100  $\mu$ l de ferrozine (5 mM) ont été ajoutés. Le mélange a été laissé à s'équilibrer pendant 10 min avant de mesurer l'absorbance à 562 nm. La capacité de l'échantillon à chélater l'ion ferreux a été calculée par rapport au témoin (constitué de fer et de ferrozine uniquement) en utilisant la formule suivante :

$$\text{Effet chélateur \%} = [(A_{\text{control}} - A_{\text{échantillon}}) / A_{\text{control}}] \times 100\%$$

## I.8. Analyse statistique

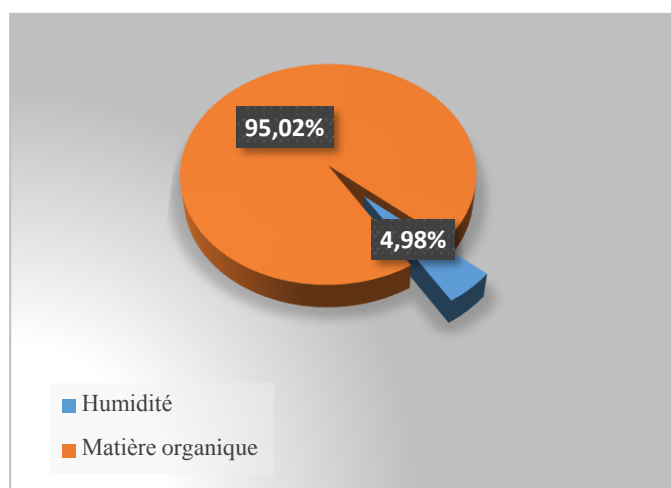
Les résultats sont exprimés en moyenne  $\pm$  écart type. L'analyse statistique a été réalisée en appliquant le Test Student (t-test) et ANOVA à l'aide du logiciel Graph Pad Prism 7 pour comparer entre les deux solvants d'extractions utilisés. Des différences significatives ont été évaluées à  $p \leq 0,05$ .

## CHAPITRE II. RESULTATS

### II.1. Etude physicochimique

#### II.1.1. Taux d'humidité de la poudre

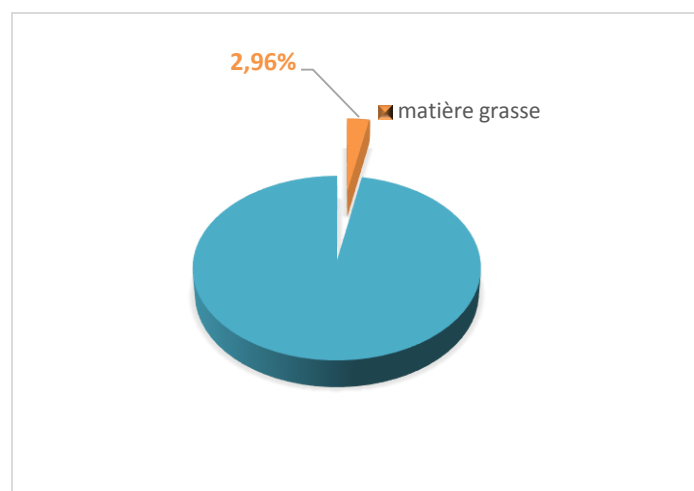
Le taux d'humidité de la poudre du fenouil sauvage utilisée dans la présente étude est de  $4,98\% \pm 0,07\%$  (**figure 4**).



**Figure 4.** Taux de l'humidité de la poudre du fenouil sauvage.

#### II.1.2. Teneur en fraction lipidique

Dans la présente étude, les résultats du dosage de la matière grasse ont montré un pourcentage de  $2,96\% \pm 0,17\%$  (**figure 5**).



**Figure 5.** Taux des lipides dans la poudre du fenouil sauvage.

### II.1.3. Taux de cendre

Les résultats du dosage des sels dans la poudre du fenouil sauvage ont montré un taux de  $13,11 \pm 0,044\%$  (figure 6).

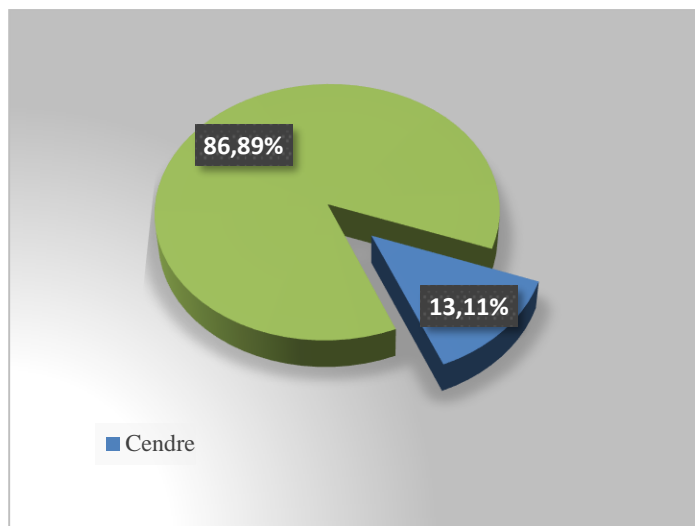


Figure 6. Taux des sels dans la poudre du fenouil sauvage.

## II.2. Etude phytochimique

### II.2.1. Rendement d'extraction

L'acétone 70% et l'éthanol 70% ont été utilisés pour l'extraction des composés phénolique à partir du fenouil sauvage, avec deux quantités de poudre différentes (5g/ 150ml ; 2,5g/ 150ml). Les résultats de rendement d'extraction du *Foeniculum vulgare* sont illustrés dans la figure 7. L'acétone 70% (2,5g) possède le taux de rendement le plus élevé qui égale à  $31,58\% \pm 0,07\%$ , suivi par l'éthanol 70% (5g) avec un pourcentage de  $24,55\% \pm 0,06\%$ .

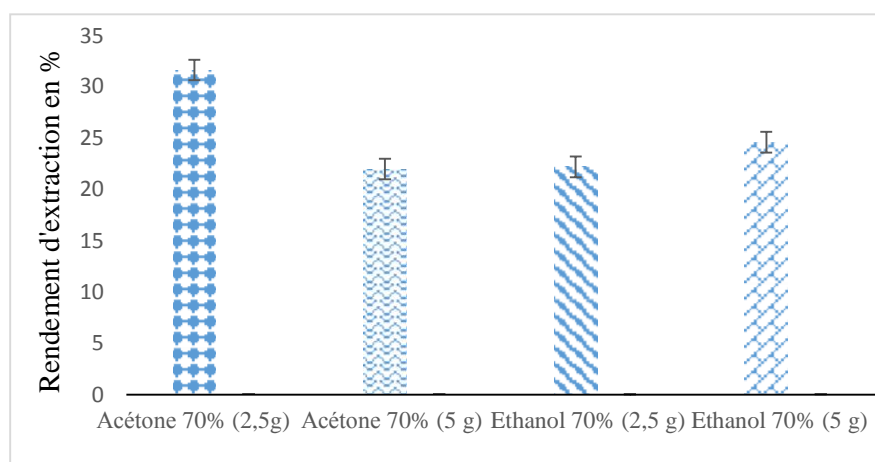
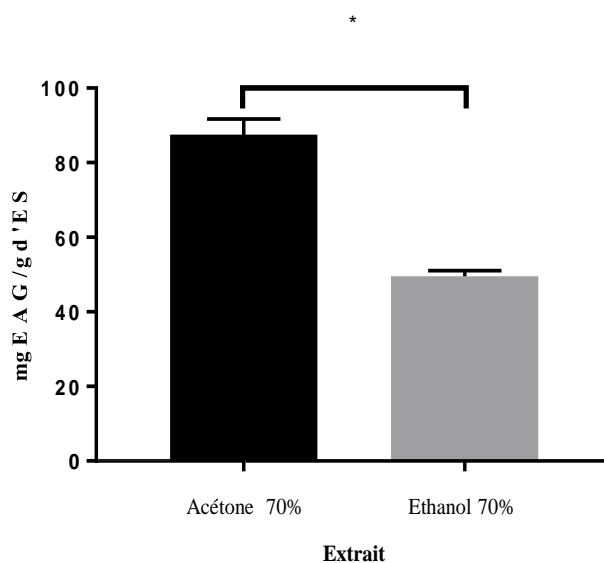


Figure 7. Rendement d'extraction en pourcentage pour la poudre du fenouil sauvage

### II.2.2. Teneur en polyphénols totaux

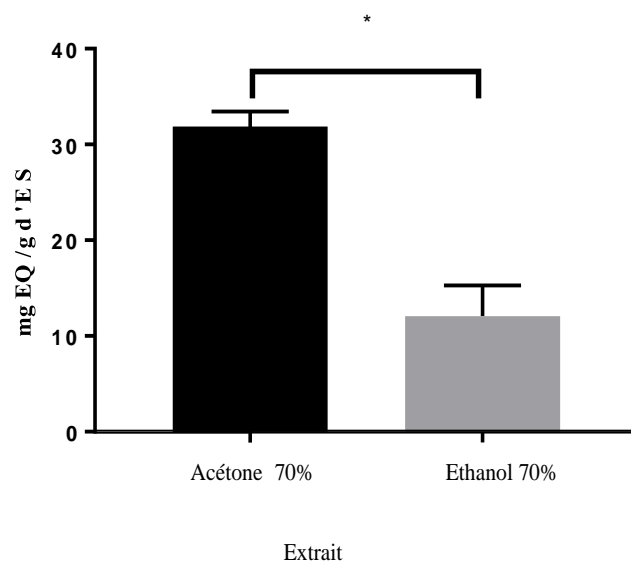
La teneur en polyphénols totaux de l'extrait sec du fenouil sauvage a été déterminée à partir de l'équation de la régression linéaire de la courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide gallique (**Annexe 1**). Les résultats obtenus sont illustrés dans la **figure 8**. Il ressort que l'extrait acétonique a donné la teneur la plus élevée en composés phénoliques qui est de l'ordre de  $87,56 \pm 4,11$  mg EAG /g d'ES suivi par l'extrait éthanolique avec une moyenne de  $49,52 \pm 1,84$  mg EAG /g d'ES. L'analyse statistique a montré une différence significative entre les deux extraits à  $p < 0,05$ .



**Figure 8.** Teneur en polyphénols totaux du *foeniculum vulgare* dans les deux extraits acétonique et éthanolique.

### II.2.3. Teneur en flavonoïdes

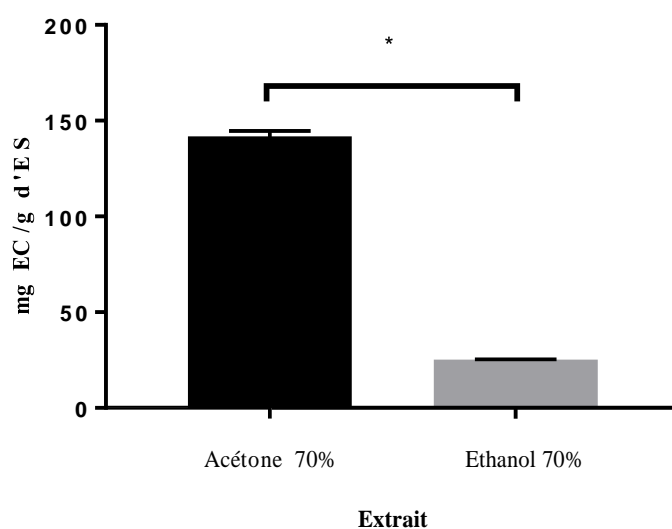
La teneur la plus élevée a été obtenue avec l'extrait acétonique avec une valeur moyenne de  $31,37 \pm 1,54$  mg EQ /g d'ES par rapport à l'extrait éthanolique qui a enregistré une valeur moyenne de  $11,89 \pm 3,15$  mg EQ /g d'ES (**figure 9**). Une différence significative a été enregistrée entre les deux extraits à  $p < 0,05$  suite à une analyse statistique.



**Figure 9.** Teneur en flavonoïdes d'extrait sec du fenouil sauvage.

#### II.2.4. Teneur en tanins condensés

Les résultats illustrés dans la **figure 10**, indiquent que le fenouil sauvage a une teneur en tanins condensés de l'ordre de  $141,790 \pm 2,785$  mg EC /g d'ES pour l'extrait acétonique et de l'ordre de  $25,31 \pm 0,11$  mg EC/g d'ES pour l'extrait éthanolique.



**Figure 10.** Teneur en tanins condensés d'extrait sec du fenouil sauvage.

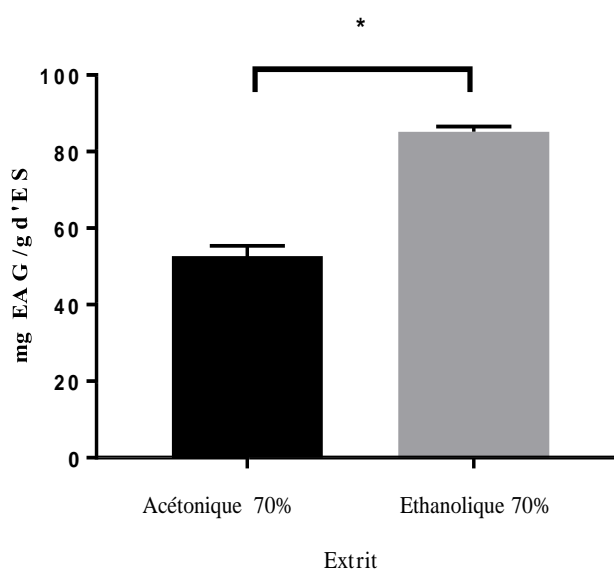
#### II.2.5. Teneur en caroténoïdes

Les résultats obtenus montrent que la poudre du fenouil sauvage possède une teneur en caroténoïde d'une valeur de  $6,31 \pm 0,48$   $\mu$ g E  $\beta$ -carotène /g de poudre sèche.

## II.3. Activité antioxydante

### II.3.1. Activité antioxydante totale

Les résultats obtenus montrent une activité antioxydante totale de l'ordre de  $52,73 \pm 2,68$  mg EAG /g d'ES pour l'extrait acétonique en comparaison avec l'extrait éthanolique qui a enregistré une valeur plus élevée de l'ordre de  $85,21 \pm 1,34$  mg EAG /g d'ES (**figure 11**). Une différence significative entre les deux extraits a été détectée en appliquant le t-test ( $p < 0,05$ ).

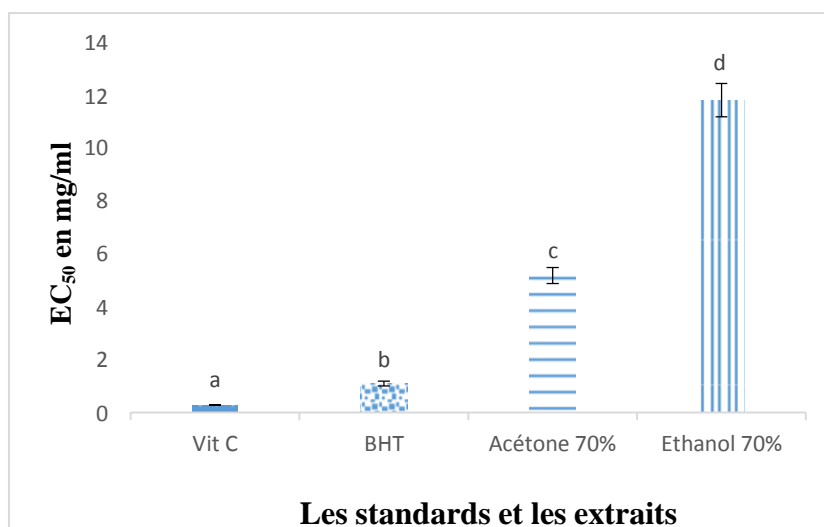


**Figure 11.** Capacité antioxydante totale du fenouil sauvage pour les deux solvants.

### II.3.2. Pouvoir réducteur

Afin de comparer l'efficacité des extraits utilisés, nous avons déterminé expérimentalement la concentration  $EC_{50}$ , ce paramètre a été présenté pour définir la concentration efficace du substrat qui cause la réduction de 50% de fer en solution. Plus la valeur  $EC_{50}$  est petite, plus l'activité de l'extrait testé est grande. D'après les résultats présentés dans la **figure 12**, on a pu observer que le fenouil sauvage a enregistré un pouvoir réducteur avec un  $EC_{50} = 5,18 \pm 0,30$  mg/ml pour l'extrait acétonique et un  $EC_{50} = 11,814 \pm 0,632$  mg/ml pour l'extrait éthanolique.

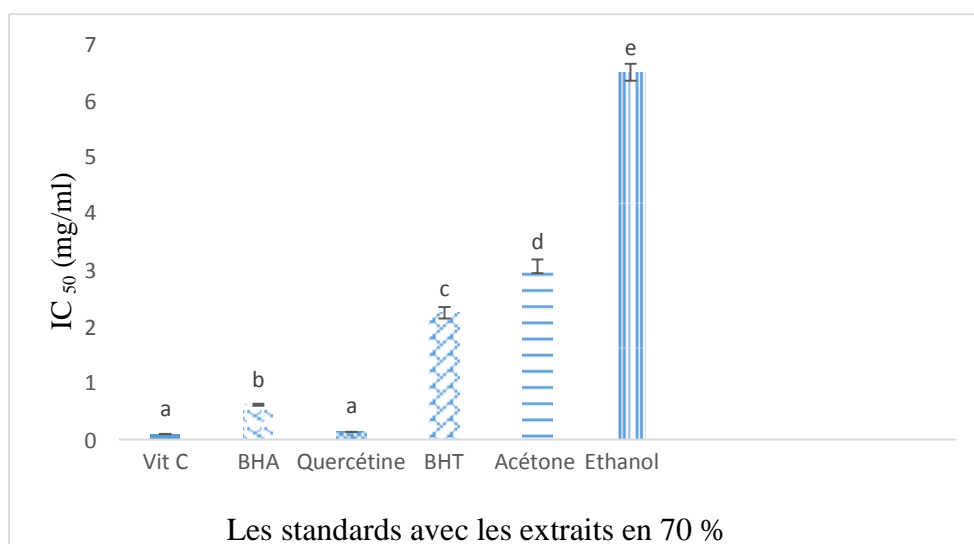




**Figure 12.** Pouvoir réducteur des extraits du fenouil sauvage en comparaison avec deux standards.

### II.3.3. Piégeage du radical libre DPPH

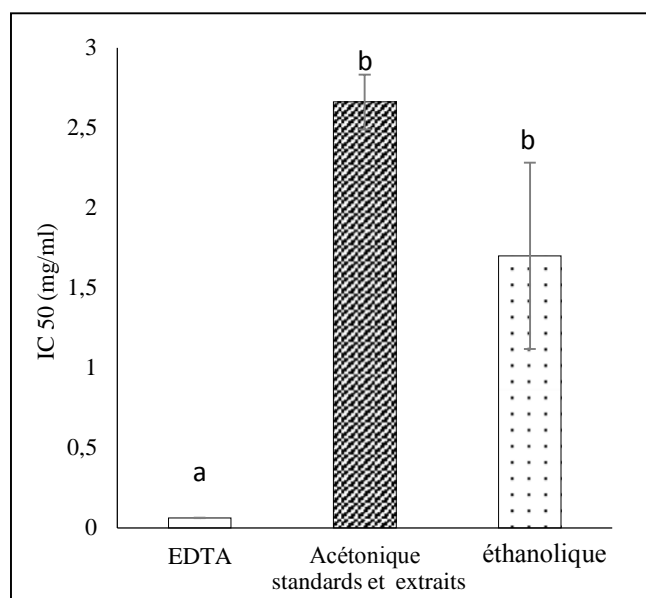
L'activité scavenger du DPPH a été présentée par l'IC<sub>50</sub> dont les résultats sont illustrés dans la **figure 13**. Ces résultats révèlent que l'extrait acétonique a une valeur d'IC<sub>50</sub> = 3,07 mg/ml, plus intéressante que celle enregistrée par l'extrait éthanolique (IC<sub>50</sub> = 6,49 mg/ml).



**Figure 13.** Activité anti-radicalaire du fenouil sauvage en comparaison avec des standards.

### II.3.4. Chélation du fer ferreux

L'activité chélatrice de fer du fenouil sauvage a été présentée par une valeur d'IC<sub>50</sub> de  $2,66 \pm 0,17$  mg/ml pour l'extrait acétonique et une valeur de  $1,67 \pm 0,58$  mg/ml pour l'extrait éthanolique (**figure 14**).



**Figure 14** : Activité chélatrice de fer du fenouil sauvage pour les deux solvants et l'EDTA.

## CHAPITRE III. DISCUSSION

L'étude phytochimique des extraits de la plante entière du fenouil sauvage (*Foeniculum vulgare*) a permis de mettre en évidence la présence de métabolites secondaires (les polyphénols, les tanins, les flavonoïdes et les caroténoïdes) sachant que l'extraction a été réalisée en se servant de deux solvants à savoir l'acétone et l'éthanol.

L'analyse des paramètres physicochimiques de cette plante ont révélé en premier lieu un taux d'humidité égal à 4,98%. Ces résultats sont inférieurs à ceux trouvés par **(Nahdi et Charifi, 2020)** qui ont travaillé sur les graines de cette plante (6,5%) et à ceux de **(Bencheikh et Mohamadi, 2021)** qui ont travaillé sur la plante entière du fenouil cultivé (9,71%). Un taux d'humidité inférieur à 10% confère à la matière végétale une meilleure conservation à long terme et la protège de la dégradation par l'hydrolyse.

Un taux des sels de 13,11% qui est supérieur au taux retrouvé par **(Charifi et Nahdi, 2020)** dans les graines (8,60%). Les valeurs obtenues n'ont pas dépassé les normes décrites dans la pharmacopée européenne. Un taux des lipides égal à 2,96% supérieur à celui de fenouil cultivé qui de 0,76% **(Bencheikh et Mohamadi, 2021)**.

Les résultats de cette étude, après avoir testé plusieurs concentrations des solvants, montrent que l'acétone 70% et l'éthanol 70% ont donné un meilleur rendement d'extraction. L'utilisation de l'eau en combinaison avec des solvants organiques contribue à la création d'un milieu modérément polaire qui assure l'extraction des polyphénols **(Liyana-Pathirana et Shahidi, 2005)**. De plus, le type et la polarité du solvant peuvent affecter le transfert de l'atome d'hydrogène **(Jayaprakasha et Patil, 2007)**. Ainsi, l'extraction à température ambiante et sous agitation permet l'extraction de maximum de composés bioactifs et d'empêcher leur dégradation. L'augmentation de la température favorise d'une part la diffusion et la solubilité des substances extraites, d'autre part elle détruit certaines substances fragiles **(Jokic S et al., 2010)**.

Le rendement d'extraction en utilisant l'acétone 70% est plus élevé par rapport à celui de l'éthanol, ce qui est en accord avec le travail de **(Bencheikh et Mohamadi, 2021)** qui ont travaillé sur le fenouil cultivé en utilisant les mêmes solvants et les mêmes concentrations. Le rendement d'extraction dépend de la quantité de ces substances contenues dans la matière végétale. Il est influencé par plusieurs paramètres tels que : le solvant, le pH, la température,

le temps d'extraction et la composition de l'échantillon (**Do et al., 2014**), et de la durée du stockage et de la période de la récolte (**Haddouchi et al., 2016**).

La teneur en polyphénols totaux des extraits acétonique et éthanologique du fenouil sauvage obtenue lors de cette étude est inférieure à celle rapporté par (**Rahali, 2014**) dans les graine du fenouil sauvage qui est de l'ordre de  $418 \pm 24,04$  mg /g, et plus élevée par rapport à celle du fenouil cultivé avec une valeur de  $23,703 \pm 1,06$  mg EAG/g ES pour l'acétone et  $36,59 \pm 1,37$  mg EAG/g ES pour l'éthanol (**Bencheikh et Mohamadi, 2021**). La solubilité des polyphénols est gouvernée par le type de solvant utilisé, leur degré de polymérisation, de leur interaction avec d'autres constituants et la formation de Complexes insolubles (**Falleh et al., 2008**). Ce qui justifier la variation des teneurs des composéé phénolique.

D'après l'exploitation des résultats obtenus lors du dosage des flavonoïdes, on a pu constater que cette teneur qui est de l'ordre de  $31,37 \pm 1,54$  mg EQ/g ES et  $11,89 \pm 3,15$  mg EQ/g ES pour l'extrait acétonique et éthanologique respectivement est beaucoup plus faible par rapport à celle obtenue à partir des graines du fenouil sauvage avec une teneur de  $111 \pm 8,18$  mg EQ/g E (**Rahali, 2014**). En revanche, nos résultats montrent que l'extrait acétonique est relativement riche en tanins condensés avec une valeur de  $141,790 \pm 2,785$  mg EQ/g ES par rapport aux résultats de (**Bencheikh et Mohamadi, 2021**) qui ont déterminé une teneur de  $87,83 \pm 1,01$  mg EQ/g ES pour l'extrait acétonique du fenouil cultivé. Nos résultats montent aussi une teneur en caroténoïdes ( $6,32 \pm 0,48$  µg/g de poudre) plus élevée par rapport à la celle retrouvée dans le fenouil cultivé qui est de l'ordre de  $3,54 \pm 0,05$  µg/g de poudre (**Bencheikh et Mohamadi, 2021**).

Ces différences dans la teneur en biomolécules dans ces extraits dépend essentiellement de l'origine de la plante (**Ebrahimzadeh et al., 2008**), sa maturité, la saison de la récolte et les différentes maladies qui peuvent l'affecter (**Park et Cha, 2003**) ainsi que les conditions climatiques dures qui règnent les régions où elle poussent (température élevé, grande exposition au soleil, la sécheresse, la salinité) qui stimulent la biosynthèse des métabolites secondaire comme les polyphénols (**Falleh et al., 2008**).

Le fenouil sauvage a exprimé une activité antioxydante considérable par rapport à celle du fenouil cultivé ( $32,55 \pm 0,28$  mg EAG/g ES et  $68,42 \pm 0,28$  mg EAG/g ES pour l'extrait acétonique et éthanologique respectivement) (**Bencheikh et Mohamadi, 2021**).

Concernant le pouvoir réducteur, l'extrait acétonique a apporté un meilleur résultat par rapport l'extrait éthanolique ( $EC_{50}=5,17 \pm 0,30$  mg/ml et  $EC_{50} = 11,81 \pm 0,63$  mg/ml respectivement). Cette activité réductrice est plus importante par rapport à celle du fenouil cultivé ( $21,66 \pm 0,31$  mg/ml et  $24,90 \pm 0,65$  mg/ml pour l'extrait acétonique et éthanolique respectivement) (**Bencheikh et Mohamadi, 2021**).

Le pouvoir réducteur des différents extraits peut être dû à leur capacité à donner des électrons et peut être attribué principalement aux composés bioactifs associés à l'activité antioxydante tels que les composés phénoliques totaux, les flavonoïdes et autres antioxydants hydrophiles et hydrophobes qui sont de bons donneurs d'électrons et peuvent terminer la chaîne de réaction de radicaux libres par conversion ces derniers en produits plus stables (**Yen et al., 2008**). L'action antioxydante des réducteurs est basée sur la rupture de la chaîne de radicaux libres par un don d'hydrogène ou par réaction avec certains précurseurs de peroxydation pour prévenir la formation de peroxydes (**Liu et Yao, 2007**).

Le radical libre synthétique 2,2-diphenyl-1-picryl-hydrazyle(DPPH), est le procédé le plus utilisé dans l'évaluation de l'activité antioxydante. Il est caractérisé par une coloration violette en cas d'absence de l'antioxydant. En contact d'antioxydants, la couche électronique de ce radical est saturée d'où la disparition de sa coloration violette, cette décoloration représente l'aptitude de l'extrait de la plante à piéger ce radical (**Akrout et al., 2009**).

Les résultats de l'activité antiradicalaire du fenouil sauvage, montrent que l'extrait acétonique est le plus actif ( $IC_{50} = 3,07$  mg/ml) par rapport à l'extrait éthanolique. Cette activité est proche de celle de la BHT, standard utilisé dans cette étude, qui démontre une valeur d' $IC_{50}$  égale à 2,24 mg/ml. En effet, cette activité est beaucoup plus importante par rapport à celle du fenouil cultivé avec une  $IC_{50}$  de l'ordre de 17,83 mg/ml dans l'extrait acétonique (**Bencheikh et Mohamadi, 2021**) et à celle fenouil sauvage rapportée dans l'extrait acétate d'éthyle avec une  $IC_{50}$  de l'ordre de 14,73 mg/ml (**Kissoum et Khalfaoui, 2015**).

Cette activité antiradicalaire du fenouil peut être attribuée à la présence d'une grande proportion de composés phénoliques. Il est rapporté que ces derniers peuvent donner un atome d'hydrogène aux radicaux libres arrêtant de ce fait la réaction en chaîne de propagation pendant le processus d'oxydation des lipides (**Sanchez et al., 1998**).

D'autres auteurs ont déjà rapporté que les composés antioxydants fonctionnent synergiquement les uns avec les autres pour produire une large gamme d'activités

antioxydantes qui crée un système de défense efficace contre l'attaque du radical libre (Freire et *al.*, 2005 ; Lu et Foo, 1995).

Les résultats du pouvoir chélateur de fer ont montré que le fenouil sauvage possède un potentiel élevé par rapport au fenouil cultivé qui a enregistré une IC50 égale à 4,48 mg/ml (Bencheikh et Mohamadi, 2021).

Les agents chélateurs agissent en formant des liaisons avec l'ion métallique réduisant son potentiel redox (Kumaran et Joel-Karunakaran, 2007). En effet, la chélation des ions ferreux est importante dans la mesure où ces derniers participent à la formation des radicaux hydroxyles, très néfastes.

## CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Les plantes représentent une source inépuisable de substance et des composés bioactif tel que les polyphénols, qui peuvent être exploité en industrie agroalimentaire, cosmétologie, et en phytothérapie.

Dans ce présent travail, une extraction, une évaluation phytochimique des métabolites secondaires et une l'étude de l'activité antioxydante du fenouil sauvage ont été effectués.

Les principaux résultats nous ont permis d'avoir une idée sur le profil physicochimique avec un taux d'humidité, des sels et de matière grasse de l'ordre de 4,98 %, 13,11 % et 2,96 %, respectivement. L'analyse quantitative de l'extrait, représentée par un dosage spectral des polyphénols, des flavonoïdes, des tanins et des caroténoïdes, a exprimé une meilleure teneur dans l'extrait acétonique (87,56 mg EAG/g ES ; 31,37 mg EQ/g ES ; 141,79 mg EQ/g ES ; 6,31 µg E βcarotène/g de poudre, respectivement) par rapport à celui de l'éthanol.

En effet, cette plante a présenté une activité antioxydante considérable, via les quatre tests utilisés à savoir, le DPPH, le pouvoir réducteur, le pouvoir chélateur et l'activité antioxydante totale. Pour les deux premiers tests, les meilleurs résultats ont été annoncé en faveur de l'extrait acétonique (3,07 mg/ml et 5,18 mg/ml, respectivement). Néanmoins, pour les deux derniers tests, l'extrait éthanolique a enregistré les meilleures valeurs (1,69 mg/ml et 85,21 mg EAG/g ES, respectivement).

L'efficacité antioxydante de *Foeniculum vulgare* n'est sans doute qu'une petite partie de toutes les activités dont elle est dotée. Il serait donc intéressant d'envisager comme perspectives :

- Une étude de l'activité antioxydant par d'autres méthodes (ORAC, TRAP, ABTS).
- Un isolement et une identification des molécules responsables des activités antioxydantes observées.
- Une recherche d'autres activités biologiques ; antimicrobiennes ; antidiabétiques...
- Une étude *in vivo* de l'effet de fenouil sauvage sur le stress oxydatif en mesurant l'activité d'enzymes antioxydants (superoxyde dismutase ; catalase...) afin d'estimer leur réel pouvoir antioxydant sur des modèles biologiques.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Akrout A, Hajlaoui H, Mighri H, Najjaa H, Neffati M, 2009.** Antimicrobial and antioxidant activities of *Artemisia herba-alba*. *Académie des sciences*, 24: 1-7.
- AOAC.** 2000. Official Methods of analysis (13<sup>th</sup> edn). Association of official Analytical chemist: Washington, D C.
- Bencheikh F, Mohamadi C. 2021.** Dosage des polyphénols et activité antioxydant de fenouil cultivé. *Mémoire de Master*, université de bordj Bou Arrédj.
- BIPEA.** 1976. Recueil des méthodes d'analyse des communautés européennes. BIPEA : Genevilliers, 51-52
- Boizot N, Charpentier, J.P. 2006.** Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier : Méthodes et outils pour d'observation et l'évaluation des milieux forestiers, prairiaux et aquatiques, *Le Cahier des Techniques de L'INRA*, 79-82.
- Charifi D, Nahdi K. 2020.** Extraction et caractérisation d'huile essentielle de fenouil vulgare. *Mémoire de master*, université Larbi ben mhidi Oum el bouaghi.
- Do QD, Angkawijaya AE, LanTran-Nguyen P, Huynh LH, SuryadiIsmadji FE, Yi-HsuJu. 2014.** Effect of extraction solvent on total phenol content, total flavonoid content, and antioxidant activity of *Linnophila aromatic*. *Journal of Food and Drug Analysis*, 22(3): 296-302.
- Erahimzadeh MA., Pourmmorad F, Hafezi S. 2008.** Antioxidant activities of Iranian Corn Silk. *Turkish journal of biology*, 32(43): 43-49.
- Falleh H, Ksouri R, Chaieb K, Karray-Bouraoui N, Trabelsi N, Boulaaba M, Abdelly C. 2008.** Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L, organs, and their biological activities. *Comptes Rendus Biologies*, 331(5): 372-379.
- Freire RS, Morais SM, Catunda-Junior FEA, Pinheiro DCSN. 2005.** Synthesis and antioxidant, anti-inflammatory and gastroprotector activities of anethole and related compounds. *Bioorg. Med. Chem.*, 13(13), 4353-4358.
- Hadduchi F, Chaouche, TM, Halla N. 2016.** Screening phytochimique, activités antioxydantes et pouvoir hémolytique de quatre plantes sahariennes d'Algérie. *Revue Phytothérapie*, 1-9.
- Haleng J, Pincemail J, Defraigne JO, Charlier C, Chapelle JP. 2007.** Le stress oxydant. *Revue Médical de liège*, 62(10) : 628-638.
- Jain DP, Pancholi SS, Rakesh PR. 2011.** Synergistic antioxidant activity of green tea with some herbs. *Journal of Advanced Pharmaceutical Technology & Research*, 2(3): 177-183.
- Japon-Lujan R, Janeiro P, Luque de Castro M.D. 2008.** Solid-liquid transfer of biophenols from olive leaves for the enrichment of edible oils by a dynamic ultrasound-assisted approach. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56: 7231-7235.



- Jayaprakasha GK, Patil BS. 2007.** In vitro evaluation of the antioxidant Activities in fruit extracts from citron and blood orange. *Food Chemistry*, 101(1): 410-418.
- Jokic S, Velic D, Bilic M, Bucic-kojic A, Plan M, Tomas. 2010.** Modelling of the process of solid- liquid extraction of total polyphenols from Soybeans, *J.Food Sci*, 28: 206.
- Kissoum A, Khalfaoui K. 2015.** Evaluation phytochimique et étude des activités biologiques d'une plante médicinale Algérienne (*Foeniculum vulgare*). *Memoire de master*, Université de Constantine.
- KumaranA, Joel-Karunakaran R. 2007.** In vitro antioxidant activities of methanol extracts of five *Phyllanthus* species from India. *LWT-Food Science and Technology*, 40(2): 344–352.
- Lahmar I, Belghith H, Ben Abdallah F, Belghith K. 2017.** Nutritional Composition and Phytochemical, Antioxidative, and Antifungal Activities of *Pergularia tomentosa*. *LBioMed Research International*, 9: 1-9.
- Le J, Koo N, Min DB. 2006.** Reactive oxygen species, again and antioxydative nutraceuticals. *Comprehensive Revue of Food science and Food safety*, 3(1): 21-33.
- Liu Q, Yao H. 2007.** Antioxidant activities of barley seeds extracts. *Food Chemistry*, 102(3): 732-737.
- Liyana-Pathirana C, Shahidi F. 2005.** Optimization of extraction of phenolic compounds from wheat using response surface methodology. *Food Chemistry*, 93(1): 47-56.
- Lu F., Foo LY. 1995.** Phenolic antioxidant component of evening primrose. In Ong A.S.H., Niki E. & Packer L. (Eds.), Nutrition, lipids, health and disease. Champaign: *American Oil Chemists Society Press*.86-95.
- Oyaizo M. 1986.** Studies on products of browning reaction: antioxidative activities of products of browning reaction prepared from glucosamine. *Japanese Journal of Nutrition and Dietetics*, 44(6): 307-315.
- Oyedemi SO, Afolayan AJ. 2011.** In vitro and in vivo Antioxidant Activity of Aqueous Leaves Extract of Leonotis (L.) R. Br. *International Journal of Pharmacology*, 7 (2): 248-256.
- Palanisamy U, Cheng HM, Masilamani T, Subramaniam T, Ling LT, Radhakrishnan A.K. 2008.** Rind of the rambutan, *Nephelium lappaceum*, a potential source of natural antioxidants. *Food Chemistry*, 109 (1) : 54-63.
- Park HJ, Cha HC. 2003.** Flavonoids from leaves and exocarps of the grape Kyoho. *Korean journal of biological society*, 7: 327-330.
- Prieto P, Pineda M, Aguilar M. 1999.** Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of phosphomolybdenum complex: specific application to the determination of vitamin E. *Anal Biochem*, 269(2): 337-341.
- Rahali O. 2014.** Étude de l'activité antioxydant et antibactérienne des polyphénols des grains de fenouil sauvage. *Mémoire de Master*, Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.
- SÁNCHEZ-MORENO C, LARRAURI JA, SAURA-CALIXTO FA. 1998.** Procedure to measure the antioradical efficiency of polyphenols. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 76(2) : 270-276.

**Sass-Kiss A, Kiss J, Milotay P, Kerek MM, Toth-Markus M. 2005.** Differences in anthocyanin and carotenoid content of fruit and vegetables. *Food research international*, 20:1023-1029.

**Singleton VL, Rossi JA. 1965.** Colorimetry of total phenolics with phosphomolibdic phosphotungstic acids reagents. *American Journal of Enologie and Viticulture*, 16(3): 144-158.

**Soliman FM, Shehata AH, Khaleel AE, Ezzat SM, 2002.** An acylated kaempferol glycoside from flowers of *Foeniculum vulgare* and *foeniculum dulc.* *Molecules*, 7(2) : 245-251.

**Stefanini MB, Ming LC, Marques MOM, Facanali R, Meireles MAA, Moura LS, Marchese JA, Sousa LA. 2006.** Essential oil constituents of different organs of fennel (*Foeniculum vulgare* var. *vulgare*). *Rev. Bras, Pl. Med, Botucatu*.8: 193-198.

**Yen YH, Shih CH, Chang CH. 2008.** Effect of adding ascorbic acid and glucose on the antioxidative properties during storage of dried carrot. *Food Chemistry*, 107(1): 265-272.

**Zino S, Skeaff M, Williams S, Mann J. 1997.** Randomized controlled trial of effects of fruits and vegetable consumption on plasma concentrations of lipids and antioxidants. *British Medical Journal*, 314: 1787-1791.

## ANNEXE I. COURBES D'ETALONNAGE

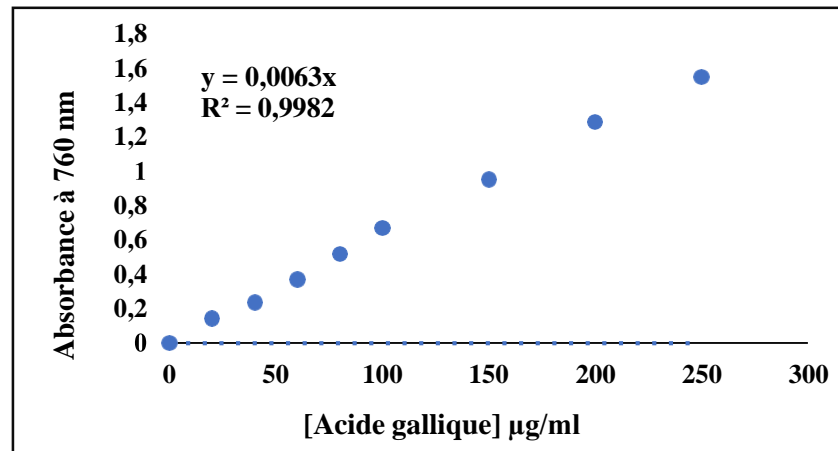


Figure 1. Courbe d'étalonnage pour le dosage des polyphénols.

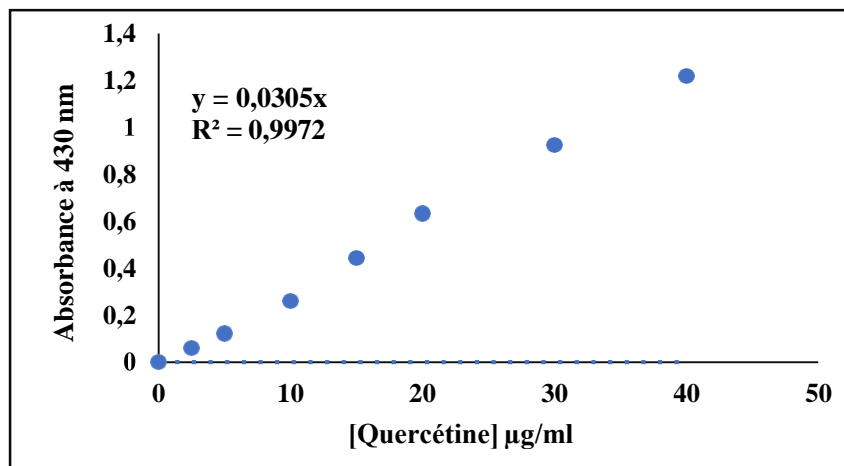


Figure 2. Courbe d'étalonnage pour le dosage des flavonoïdes.

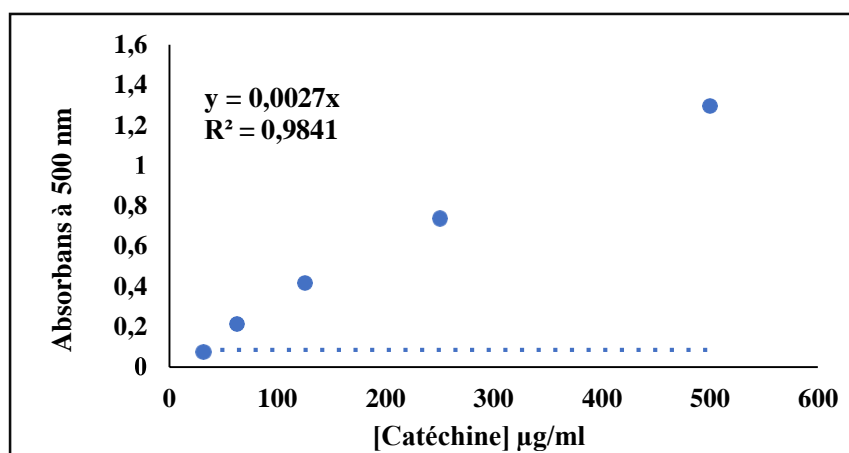


Figure 3. Courbe d'étalonnage pour le dosage des pro-anthocyanidines.

## ANNEXE I. Suite

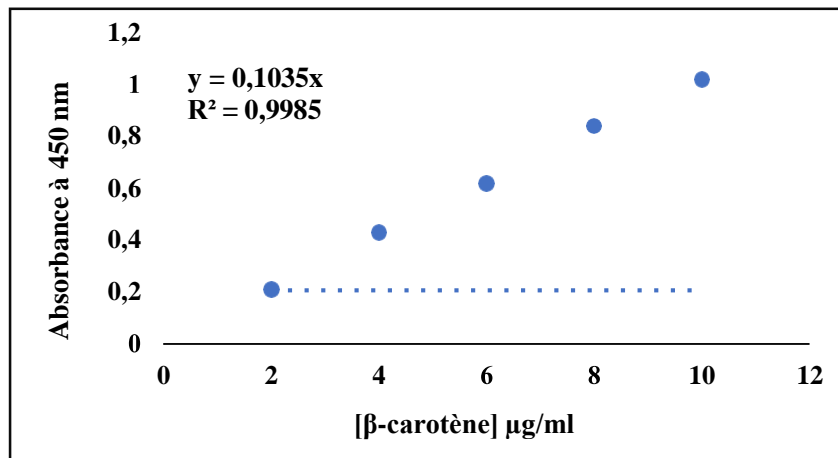


Figure 4. Courbe d'étalonnage pour le dosage des caroténoïdes.

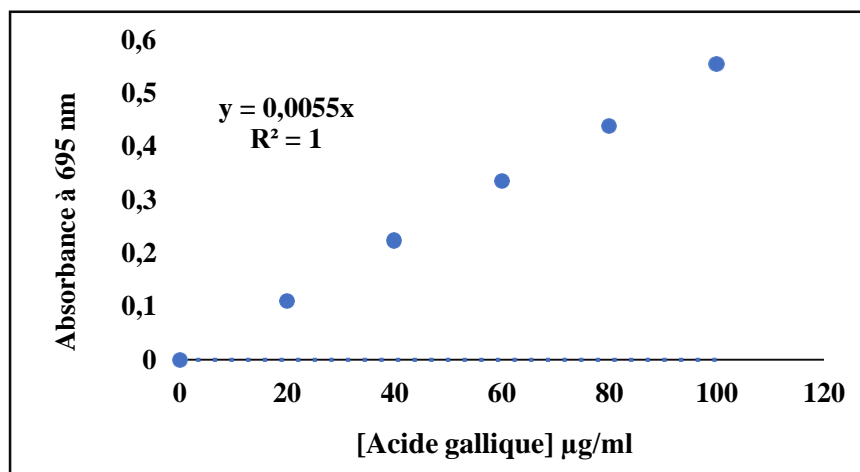


Figure 5. Courbe d'étalonnage de l'activité antioxydante totale.

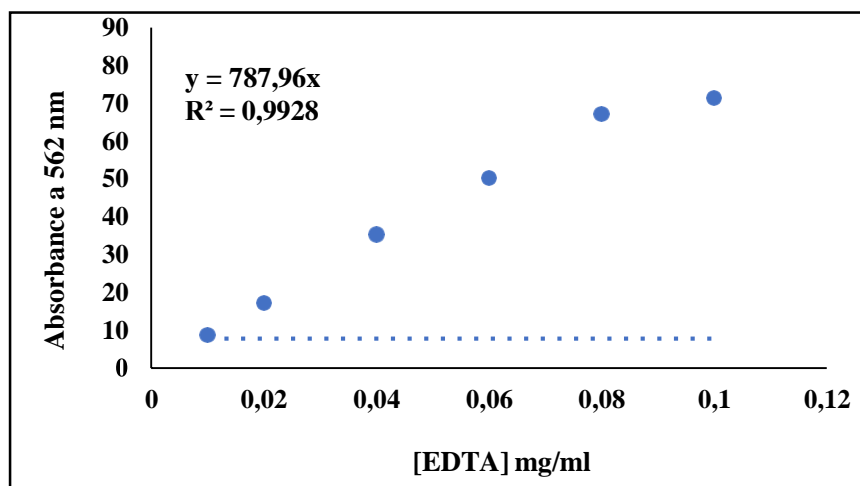


Figure 6. Courbe d'étalonnage pour le pouvoir chélateur.

## ANNEXE I. Suite

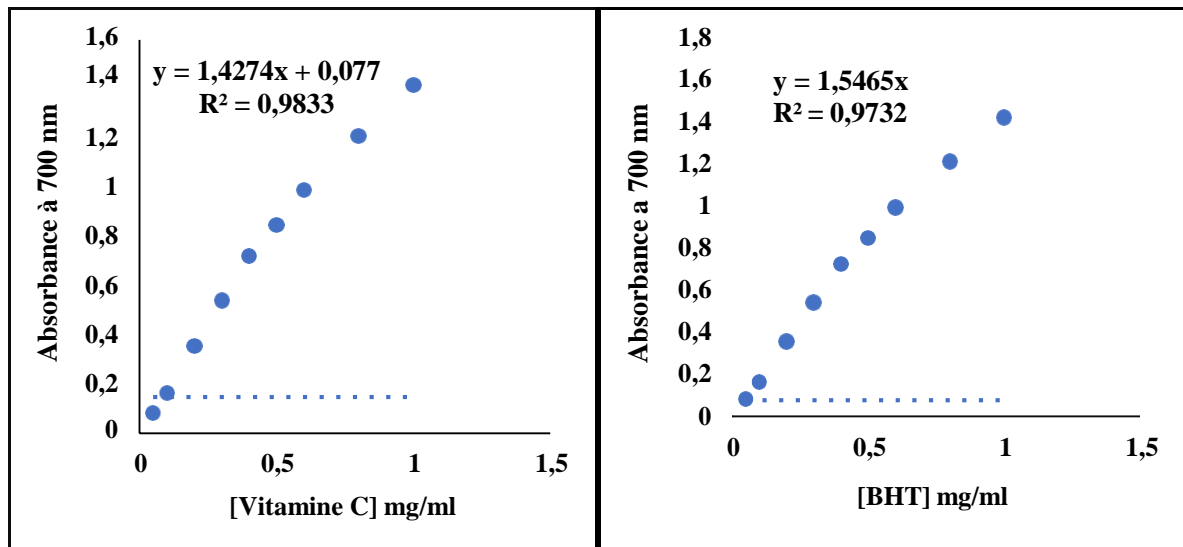


Figure 7. Courbes d'étalonnage pour le pouvoir réducteur.

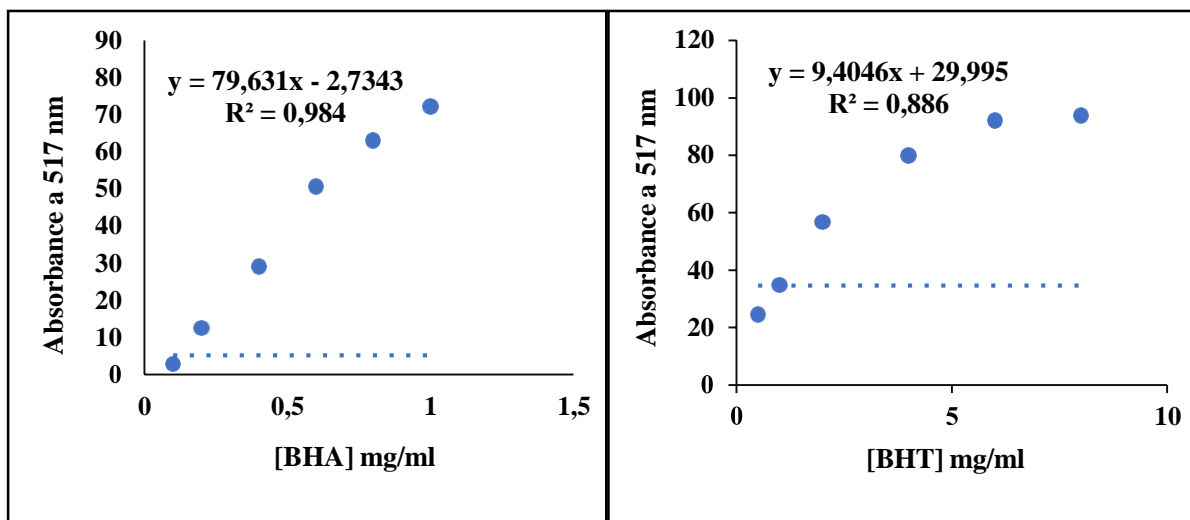


Figure 8. Courbe d'étalonnage pour l'activité de balayage du radical libre DPPH.

## Résumé

*Foeniculum vulgare*, connu localement sous le nom de « bésbés », appartenant à la famille des Apiacées, est une plante largement utilisée dans les pays méditerranéens.

Le présent travail s'est fixé comme objectif, une évaluation physicochimique, phytochimique et antioxydante des extraits acétonique et éthanolique du fenouil sauvage.

Les résultats obtenus lors de l'analyse physicochimique ont révélé un taux d'humidité égale à 4,98 % et un taux de cendre de 13,11 %. La matière grasse a été présentée par un pourcentage de 2,96 %. L'étude phytochimique a montré que l'extrait acétonique est plus riche en polyphénols totaux, en flavonoïdes, en tannins et en caroténoïdes (87,56 ± 4,11 mg EAG /g d'ES ; 31,37 ± 1,54 mg EQ /g d'ES, 141,79 ± 2,785 mg EC /g d'ES et 6,312 ± 0,482 µg E β-carotène /g de poudre, respectivement) par rapport à l'extrait éthanolique. Le potentiel antioxydant est meilleur dans l'extrait acétonique pour le DPPH et le pouvoir réducteur (IC<sub>50</sub> = 3,066 mg/ml ; EC<sub>50</sub> = 5.18 ± 0.30 mg/ml) et il est meilleur dans l'extrait éthanolique pour le pouvoir chélateur et l'activité antioxydante totale (IC<sub>50</sub> = 1.67 ± 0.58 mg /ml ; 85,212 ± 1,340 µg EAG /mg d'ES).

**Mots clés :** *Foeniculum vulgare*, activité antioxydante, polyphénols, extrait éthanolique, extrait acétonique.

## ملخص:

الشمر البري (*Foeniculum vulgare*) المعروف محليا باسم " البسباس " ينتمي الى عائلة Apiaceae، و هو نبات يستخدم على نطاق واسع في بلدان البحر الأبيض المتوسط.

الهدف من هذا العمل هو اجراء تقييم فيزيوكيميائي وكيميائي نباتي ومضاد للأكسدة لمستخلصات الأسيتونيك والايثانوليك من الشمر البري. أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها من خلال التحليل الفيزيائي الكيميائي محتوى رطوبة بنسبة 4.98 % ومحتوى رماد بنسبة 13.11 %. تم تقديم الدهن بنسبة 2.96 %. أظهرت الدراسة الكيميائية النباتية أن مستخلص الأسيتون أكثر ثراء في إجمالي البوليفينول والفلافونويد والعفص والكاروتينات (87.56 ± 4.11 mg EAG /g d'ES ; 31.37 ± 1.54 mg EQ /g d'ES, 141.79 ± 2.785 mg EC /g d'ES و 6.312 ± 0.482 µg E β-carotène /g de poudre, respectivement) من المستخلص الجاف؛ 4.11 ± 56.87) ملغ تكافئ حمض القاليك/ غ من المستخلص الجاف؛ 1.54 ± 31.37 ملغ تكافئ الكاراسيتين/ غ من المستخلص الجاف، 141.79 ± 2.785 ملغ يكافئ الكاتيشين/ غ من المستخلص الجاف و 6.312 ± 0.482 ميكروغرام يكافئ بيتا كاروتين/ غ من مسحوق النبات، على التوالي)، مقارنة بالمستخلص الایثانولي. إمكانات مضادات الأكسدة أفضل في مستخلص الأسيتون من أجل 2.2 ثنائي الفينيل-1-بيكريل هيدرازيل للتثبيط الجذري وقوة الارجاع (IC<sub>50</sub> = 3.066 ملغ/مل، EC<sub>50</sub> = 5.18 ± 0.30 ملغ/مل) وهو أفضل في المستخلص الایثانولي للقوة المخيلية والنشاط الكلي لمكافحة الأكسدة (IC<sub>50</sub> = 1.67 ± 0.58 ملغ/مل ; 85.212 ± 1.340 ملغ/غ).

كلمات مفتاحية: الشمر البري، استخلاص، مضادات الأكسدة، البوليفينول، المستخلص الایثانولي، المستخلص الایسيوني.

## Abstract:

*Foeniculum vulgare*, locally known as the «Besbes», belonging to the family Apiaceae, is a plant widely used in Mediterranean countries.

The objective of this work is a physicochemical, phytochemical and antioxidant evaluation of acetic and ethanolic extracts from wild fennel.

The results of the physico-chemical analysis revealed a moisture content of 4.98% and an ash content of 13.11%. Butterfat was reported as a percentage of 2.96%. The phytochemical study showed that acetic extract is richer in total polyphenols, flavonoids, tannins and carotenoids (87.56 ± 4.11 mg GAE/g DE; 31.37 ± 1.54 mg QE/g DE, 141.79 ± 2.785 mg CE/g DE and 6.312 ± 0.482 µg β-carotene E/g powder, respectively) in relation to the ethanolic extract. The antioxidant potential is better in acetic extract for DPPH and reducing power (IC<sub>50</sub> = 3.066 mg/ml; EC<sub>50</sub> = 5.18 ± 0.30 mg/ml) and it is better in ethanolic extract for chelating power and total antioxidant activity (IC<sub>50</sub> = 1.67 ± 0.58 mg/ml; 85,212 ± 1,340 µg GAE /mg DE).

**Keywords :** *Foeniculum vulgare*, extraction, Antioxidant, polyphenol, ethanolic extract, acetic extract.