

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة أبو بكر بلقايد- تلمسان

Université ABOUBEKR BELKAID – TLEMCEM

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

Département de Biologie

Laboratoire des Produits Naturels



MÉMOIRE

Présenté par

TEIBI Amina CHINOUN Abir

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER

En Science alimentaire

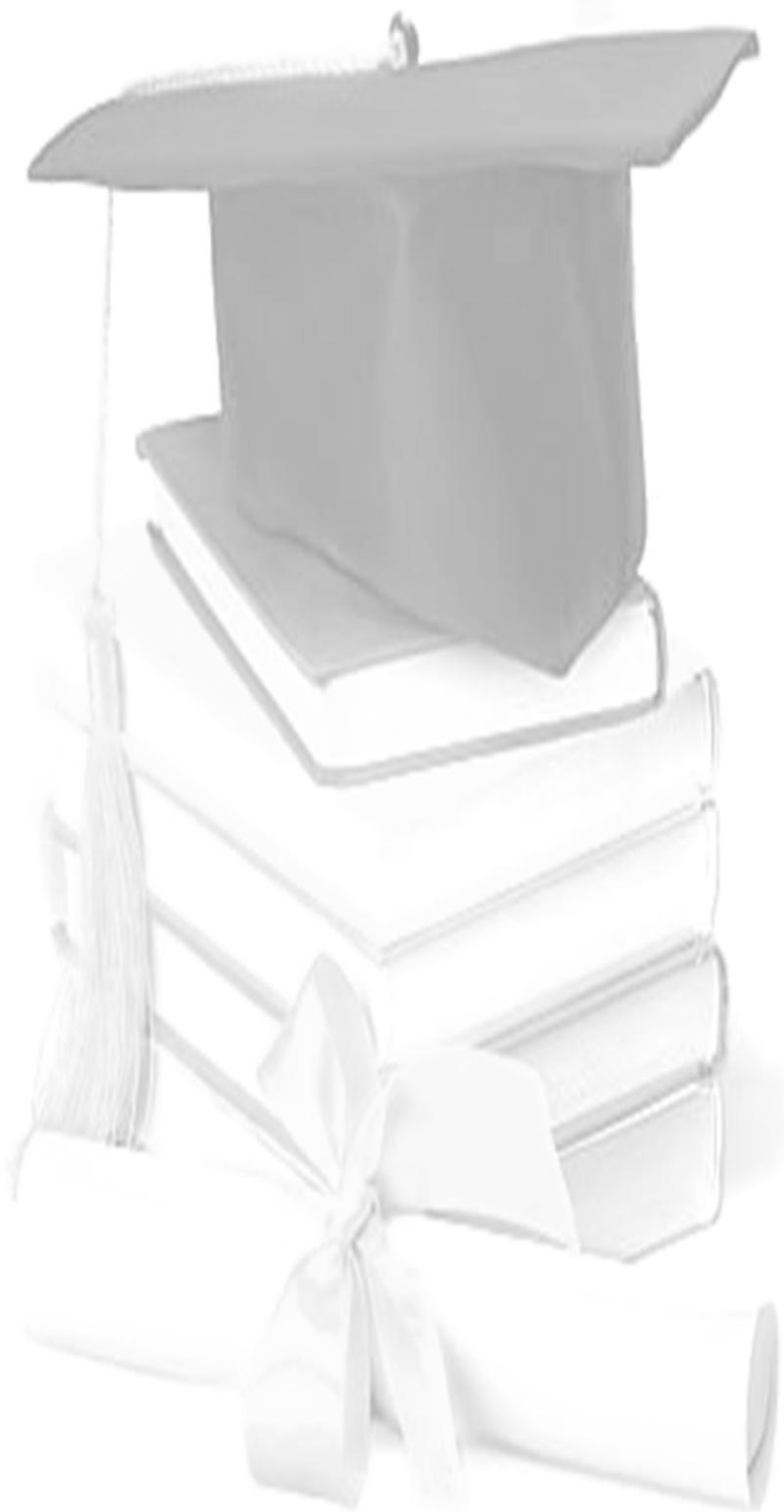
Thème

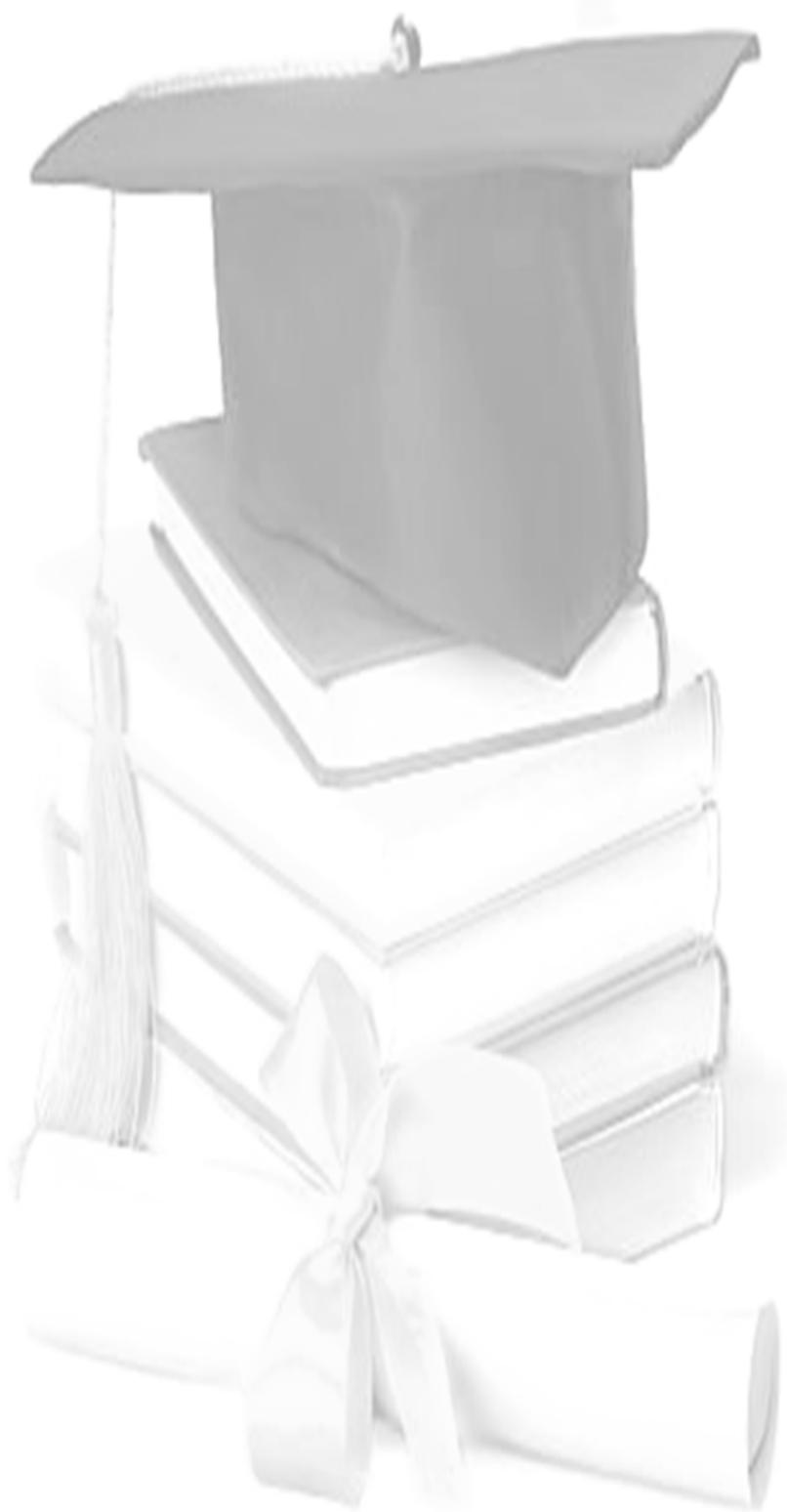
option : Nutrition et Diététique

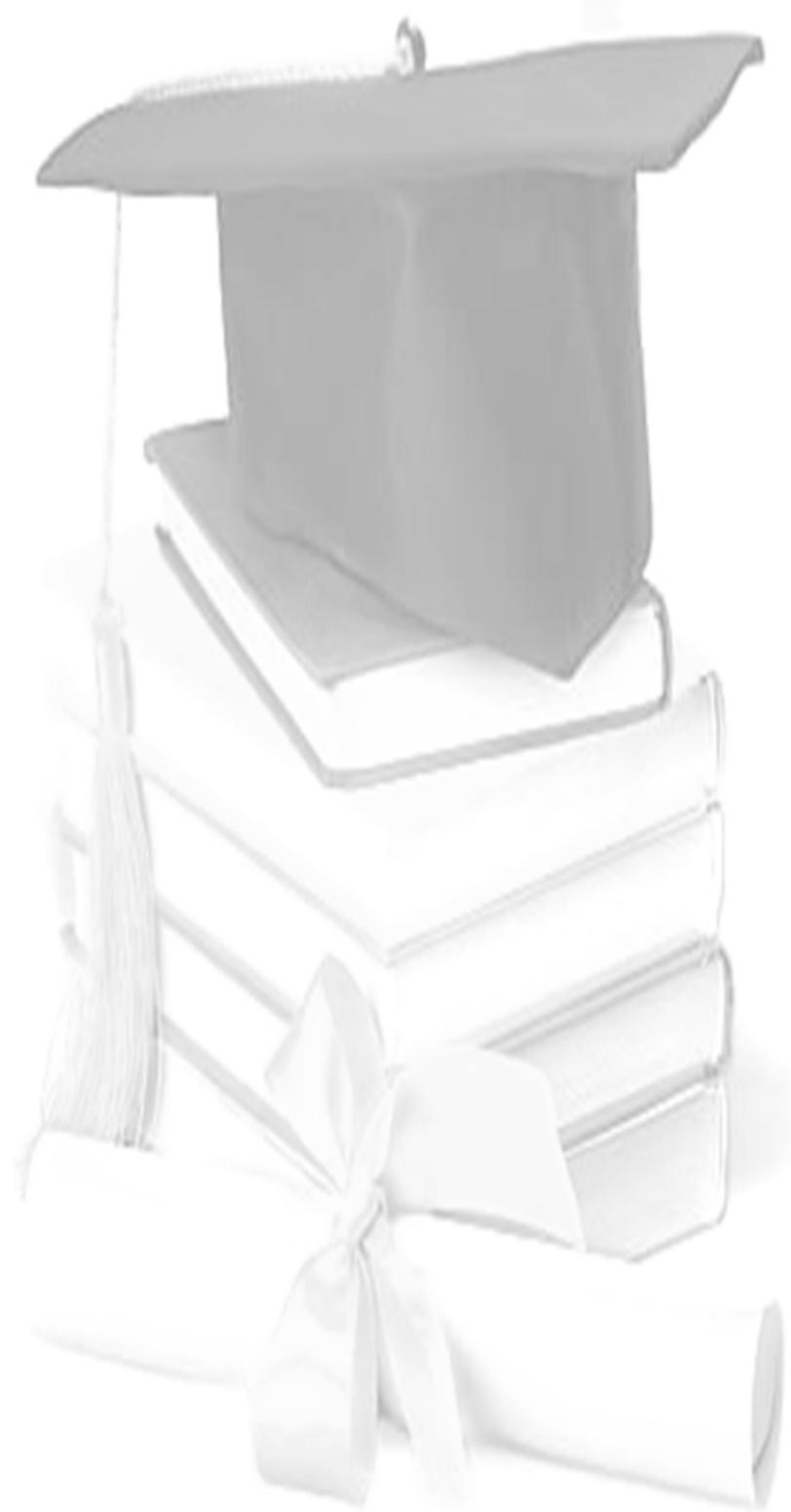
Evaluation de l'activité antioxydante des extraits des feuilles de *Prunus persica* L. «pêche» et *Rubus ulmifolius* «mûre sauvage»

Soutenu le 06/07/2021, devant le jury composé de :

Président	Mme BELARBI Meriem	Professeur	Université de Tlemcen
Encadrant	Mme DIB BENAMAR Hanane	MCB	Université de Tlemcen
Examineur	MmeSOUALEM Zoubida	MCA	Université de Tlemcen







Résumé

Depuis des années les plantes utilisées dans la médecine traditionnelle sont testées et sélectionnées pour leurs valeurs thérapeutiques, *Prunus persica*L., et *Rubus ulmifolius* appartiennent à la famille des Rosacées. Ces deux espèces végétales sont des plantes qui possèdent des propriétés biologiques, grâce à leurs richesses en métabolites secondaires.

Dans le cadre de ce travail nous avons déterminé, avec spécificité la présence des métabolites secondaire (phénols totaux, flavonoïdes et tanins) des feuilles de *Prunus persica* L, et *Rubus ulmifolius* et évalué leur activité antioxydante par différentes extractions.

Les résultats obtenus ont montré que la teneur en polyphénol qui a été déterminée en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu est plus élevée 285.29 mg EAG/gMS pour l'extrait hydro- acétonique des feuilles de *Prunus persica* L. et de 132.972 mg EAG/g MS pour l'extrait hydro-acétométhanologique des feuilles de *Rubus ulmifolius*. Les flavonoïdes ont été évalués en utilisant la méthode de trichlorure d'Aluminium ($AlCl_3$), leur teneur est de 119.561mg EC/g MS pour l'extrait hydro-acétonique de *Prunus persica* L. et de 97.741 mg EC/g MS pour l'extrait Hydro-acétométhanologique de *Rubus ulmifolius*. Les tanins condensés ont été évalués en utilisant la méthode de vanilline, *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius* ont indiqué des teneurs comparables de 86.603 mg EC/g MS et 70.453 mg EC/g MS respectivement.

L'évaluation *invitro* du pouvoir antioxydant par le test de piégeage du radical DPPH a révélé que la fraction n-butanolique des flavonoïdes de *Rubus ulmifolius* a présenté la meilleure activité inhibitrice du DPPH avec une IC_{50} égale à 0.046 mg/ml, meilleure que celle du standard BHT qui est égale à 0.5694 mg/ml. D'autre part, les fractions n-butanolique des flavonoïdes ont indiqué le meilleur pouvoir réducteur ferrique EC_{50} de l'ordre de 0.295 mg/ml pour *Rubus ulmifolius* et 0,826 mg/ml pour *Prunus persica* L. par rapport au BHT qui présente pouvoir réducteur ferrique EC_{50} respectif de 0.0917 mg /ml et 0.0917 mg/ml

On peut conclure que les deux espèces végétales possèdent une importante activité antioxydante qui confirme leur utilisation médicinale qui occupe ainsi une grande place dans le système de santé.

Les mots clés : *Prunus persica* L., *Rubus ulmifolius*, composés phénoliques, activité antioxydante, DPPH, FRAP.

Abstract

For years, the plants used in traditional medicine have been tested and selected for their therapeutic values, *Prunus persica* and *Rubus ulmifolius* belong to the Rosaceae family, both species are plants, which have biological properties thanks to their wealth in secondary metabolites.

As part of this work, we determined, with specificity, the presence of secondary metabolites (total phenols, flavonoids and tannins) and evaluated their antioxidant activity by different extracts of leaves of *Prunus persica* and *Rubus ulmifolius*.

The results obtained showed that the polyphenol content which was determined using the Folin-Ciocalteu reagent, higher extract (285.29 mg EAG / g) for the hydroacetone extract of the leaves of *Prunus persica*.L, and (132.972 mg EAG / g) for the hydro-acetomethanolic extract of the leaves of *Rubus ulmifolius*. The flavonoids were evaluated using the Aluminum trichloride (AlCl₃) method, their content is 119.561mg EC / g MS for the hydro-acetone extract of *Prunus persica* L, and 97.741 mg EC / g MS for the Hydro-acetomethanolic extract of *Rubus ulmifolius*. Condensed tannins were evaluated using the vanillin method, their content is around 86.603 mg EC / g DM in *Prunus persica* L and 70.453 mg EC / g DM in *Rubus ulmifolius* for the hydro-acetone extract.

The *in vitro* evaluation of the antioxidant power by the DPPH test revealed that the extract of the n-butanolic fraction of the flavonoids of *Rubus ulmifolius* exhibits the best inhibitory activity of free radicals DPPH with equal IC₅₀ (0.046 mg / ml) is better than that of the BHT standard which equals (0.5694 mg / ml).on the other hand, equal IC₅₀ (2.3802mg / ml) in *Prunus persica* L for the hydro-acetone extract. The n-butanolic fraction of the flavonoids has a better iron reducing power equal FRAP EC₅₀ (0.295 mg / ml) for *Rubus ulmifolius* and equal EC₅₀ (0.826 mg / ml) for *Prunus persica*.

It can be concluded that both species have a very important antioxidant activity, which confirms their medicinal use, which occupies a large place in the health system

.Key words:*Prunus persica* L., *Rubus ulmifolius*, phenolic compounds, antioxidant activity, DPPH, FRAP.

الملخص

لسنوات، تم اختبار واختيار النباتات المستخدمة في الطب التقليدي لقيمها العلاجية، ينتمي الخوخ *Prunus persica L* والتوت البري *Rubus ulmifolius* إلى عائلة Rosaceae ، وكلا النوعين نباتان لهما خصائص بيولوجية بفضل ثرائهما في المستخلصات الثانوية.

كجزء من هذا العمل ، حددنا ، على وجه التحديد ، وجود المستقلبات الثانوية (الفينولات الكلية ، الفلافونويد والعفص) وقيمنا نشاطها المضاد للأكسدة من خلال مستخلصات مختلفة من أوراق *Prunus persica* و *Rubus ulmifolius*.

ظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن محتوى البوليفينول الذي تم تحديده باستخدام كاشف Folin-Ciocalteu ، مستخلص أعلى (285.29 مجم EAG / جم) لمستخلص الهيدروأسيتون لأوراق الخوخ ، و (132.972 مجم EAG / جم) من أجل مستخلص هيدرو-أسيتوميثانول لأوراق التوت البري . تم تقييم مركبات الفلافونويد باستخدام طريقة ثلاثي كلوريد الألومنيوم (AlCl₃)، حيث يبلغ محتواها 119.561 مجم EC / جم MS لمستخلص هيدرو أسيتون من *Prunus persica L*، و 97.741 مجم EC / جم MS لمستخلص هيدرو-أسيتوميثانول من *Rubus ulmifolius*. تم تقييم العفص المكثف باستخدام طريقة الفانيلين، حيث يبلغ محتواها حوالي 86.603 مجم EC / جم DM في *Prunus persica L* و 70.453 مجم EC / جم DM في *Rubus ulmifolius* لمستخلص الهيدرو أسيتون.

أظهر التقييم في المختبر لقوة مضادات الأكسدة بواسطة اختبار DPPH أن مستخلص الجزء n-butanolique من مركبات الفلافونويد للتوت البري يظهر أفضل نشاط مثبط للجذور الحرة DPPH مع IC₅₀ يساوي (0.046 مجم / مل) من ناحية أخرى، IC₅₀ يساوي (2.3802 مجم / مل) في الخوخ لمستخلص الهيدرو أسيتون. الجزء n-butanolique من مركبات الفلافونويد له قدرة أفضل على تقليل الحديد FRAP يساوي EC₅₀ (0.295 مجم / مل) للتوت البري، EC₅₀ يساوي (0.826 مجم / مل) للخوخ.

يمكن الاستنتاج أن كلا النوعين لهما نشاط مضاد للأكسدة مهم للغاية، مما يؤكد استخدامهما الطبي الذي يحتل مكانًا كبيرًا في النظام الصحي.

الكلمات المفتاحية: الخوخ، التوت البري، المركبات الفينولية، النشاط المضاد للأكسدة، DPPH، FRAP.

Table des matières

Remerciements	I
Résumés	IV
Table des matières	VII
Liste des tableaux	X
Liste des figures	XI
Liste des photos	XII
Liste des abréviations	XIII
Introduction générale	1
Partie I : Synthèse bibliographique	4
Chapitre I : La phytothérapie	
I. La phytothérapie	5
II. Les plantes sélectionnées	5
II.1 <i>Prunus persica</i> L.	5
II.1.1 Présentation de <i>Prunus persica</i> L.	5
II.1.2 Description et classification botanique	6
II.1.3 Utilisation thérapeutique de <i>Prunus persica</i> L.	8
II.1.4 Propriétés biologiques de <i>Prunus persica</i> L.	8
II.1.5 Travaux antérieurs	8
II.2 <i>Rubus ulmifolius</i> Schott	9
II.2.1 Présentation de <i>Rubus ulmifolius</i>	9
II.2.2 Description et classification botanique de <i>Rubus ulmifolius</i>	9
II.2.3 Utilisation thérapeutique de <i>Rubus ulmifolius</i>	9
II.2.4 Propriétés biologiques de <i>Rubus ulmifolius</i>	12
II.2.5 Travaux antérieurs	12
Chapitre II : Les métabolites secondaires	
I. Définition et fonctions des métabolites secondaires	13
II. Classification des métabolites secondaires	13
II.1 Les composés phénoliques	15
II.1.1 Classification des composés phénoliques	15

II.1.2 Acides phénoliques	16
II.1.3 Les flavonoïdes	16
II.1.4 Les tanins	17
II.1.5 Les coumarines	18
II.1.6 Les phénylpropanoïdes	19
II.1.7 Les Quinones	19
II.2 Les alcaloïdes	20
II.3 Les terpénoïdes	21

Chapitre III : Le stress oxydatif

I. Définition du stress oxydatif	22
II. Origine du stress oxydatif	23
II.1 Les radicaux libres	23
II.2 Principales espèces réactives de l'oxygène ERO	24
II.3 Effets du stress oxydant sur l'organisme	24
II.4 Principales affections liées au stressoxydant	24
III. Les antioxydants	24
III.1 Définition des antioxydants	25
III.2 La classification des antioxydants selon leurs natures	25
III.2.1 Les antioxydants naturels	25
III.2.1.1 les antioxydants enzymatiques	25
III.2.1.2 Les antioxydants non enzymatiques	26
III.2.2 Les antioxydants synthétiques	28
III.3 Les défenses antioxydantes	29
III.4 Mode d'action des antioxydants	29

Partie II : Matériel et méthodes

I. Origine et préparation du matériel végétal	31
II. Détermination du taux d'humidité	32
III. Extraction des composés phénoliques	32
IV. Dosage des composés phénoliques	34
IV.1 Dosage des polyphénols	36
IV.2 Dosage des Flavonoïdes	36

Liste des tableaux

Tableau 1 : Classification botanique de <i>Prunus persica</i> L.	7
Tableau 2 : Classification botanique de <i>Rubus ulmifolius</i>	11
Tableau 3 : Principales espèces réactives de l'oxygène.	24
Tableau 4 : Exemples de pathologies liées au stress oxydatif	25
Tableau 5 : Les principales associées antioxydants non enzymatiques et leurs sources alimentaires	29
Tableau 6 : Principaux mode d'action de quelques antioxydants	30
Tableau 7 : Rendements en (%) des extraits bruts des plantes étudiée	44
Tableau 8 : Teneurs en phénols totaux des extraits bruts des feuilles de <i>Prunus persica</i> L. et <i>Rubus ulmifolius</i>	45
Tableau 9 : Teneurs en flavonoïdes des extraits bruts des feuilles de <i>Prunus persica</i> L. et <i>Rubus ulmifolius</i>	46
Tableau 10 : Teneurs en tanins condensés extraits bruts des feuilles de <i>Prunus persica</i> L. et <i>Rubus ulmifolius</i>	47
Tableau 11 : Valeurs des IC ₅₀ des extraits des feuilles de <i>Prunus persica</i> L. et <i>Rubus ulmifolius</i>	49
Tableau 12 : Valeurs des EC ₅₀ des extraits des feuilles de <i>Prunus persica</i> L. et <i>Rubus ulmifolius</i>	52

Liste de figures

Figure 1 : Feuilles de <i>Prunus persica</i> L.	7
Figure 2 : Fruits de <i>Prunus persica</i> L.	7
Figure 3 : Fleurs de <i>Prunus persica</i> L.	7
Figure 4 : Feuilles de <i>Rubus ulmifolius</i> .	10
Figure 5 : Fleurs de <i>Rubus ulmifolius</i> .	10
Figure 6 : Turion de <i>Rubus ulmifolius</i> .	10
Figure 7 : Fruits de <i>Rubus ulmifolius</i> .	10
Figure 8 : Classification de quelques métabolites secondaires.	14
Figure 9 : Classification simplifiée des composés phénoliques.	15
Figure 10 : Structure chimique de l'acide phénolique : l'acide de hydroxybenzoïque (A) et hydroxycinnamique (B).	16
Figure 11 : Classes de flavonoïdes.	17
Figure 12 : Structure chimique des tanins hydrolysables (a) et condensés (b).	18
Figure 13 : Structure de base des coumarines.	19
Figure 14 : Structure de quelques phénylpropanoïdes.	19
Figure 15 : Structure des quinones.	20
Figure 16 : Structures de quelques alcaloïdes.	20
Figure 17 : Exemples de différentes classes des terpénoïdes.	21
Figure 18 : Composantes de la balance entre les molécules anti- et pro-oxydantes.	22
Figure 19 : La production d'ERO et ses conséquences cellulaires.	23
Figure 20 : La famille des antioxydants naturels.	26
Figure 21 : Sites d'action des nutriments antioxydants (en rouge) et des enzymes anti oxydantes(en noire).	27
Figure 22 : Dessiccateur.	33
Figure 23 : Protocole 1 d'extraction des polyphénols.	34
Figure 24 : Protocole 2 d'extraction des polyphénols.	35
Figure 25 : Extraction des flavonoïdes.	39
Figure 26 : Extraction des tanins totaux.	40
Figure 27 : Teneur en matière sèche des feuilles de <i>Prunus persica</i> L.	44
Figure 28 : Teneur en matière sèche des feuilles de <i>Rubus ulmifolius</i> .	44

Figure 29 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des extraits des feuilles de <i>Prunus persica</i> L.	48
Figure 30 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des extraits des feuilles de <i>Rubus ulmifolius</i> .	49
Figure 31 : Pouvoir réducteur du fer des extraits des feuilles de <i>Prunus persica</i> L.	51
Figure 32 : Pouvoir réducteur du fer des extraits des feuilles de <i>Rubus ulmifolius</i> .	51

Liste des photos

Photo 1 : Les feuilles de <i>Prunus persica</i> L. Tlemcen.	32
Photo 2 : Les feuilles de <i>Rubus ulmifolius</i> Tlemcen.	32

Liste des abréviations

ADN : acide Désoxyribonucléique.

AG : Acide gallique.

ALCL₃ : Trichlorure d'aluminium.

BHT :Butylhydroxytoluène.

BuOH : butanol.

CaCO₃ : Carbonate de calcium.

DO : Densité Optique.

DPPH :2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl.

EC₅₀ :Efficient concentration 50.

ERO : espèces réactives de l'oxygène.

Fe²⁺ : Ion ferreux.

Fe³⁺ : Ion ferriques.

FeCl₃ : Chlorure de fer.

FRAP : Capacités réductrices ferriques d'antioxydants (Ferric reducing/antioxidant power).

GSH : Glutathion.

Hcl : Acide chlorhydrique.

IC₅₀ : concentration permettant d'inhiber 50% du radical DPPH.

K₃Fe(CN)₆ : Ferricyanure de potassium.

Mg EAG/g MS : mg équivalent d'acide gallique/ g de la matière sèche.

Mg EC/g : mg équivalent de catéchine/g de la matière sèche.

NaCL : Chlorure de sodium.

NO : Oxyde d'azote.

NO₂ : Dioxyde d'azote.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

Introduction générale

Les produits naturels ont longtemps été une excellente source pour le développement des médicaments et la production des produits pharmaceutique, de formulation des produits de soins, de santé, de cosmétiques et des suppléments nutritionnelle (**Mishra etTiwari, 2011 ; Dzoyem et al., 2013**).

L'intérêt aux nouvelles sources des molécules bioactives et thérapeutiques a été renouvelé grâce à la croissance rapide de la population humaine combinée aux perpétuels bouleversements économiques ainsi qu'au danger que peuvent avoir les produits chimiques sur la santé humaine. Selon l'Organisation Mondiale de la Santé OMS environ 80% de la population mondiale dépend toujours et uniquement de la médecine traditionnelle ou des plantes médicinales pour traiter des maladies, principalement en Afrique et dans d'autres pays en développement (**Okoye et al., 2014 ; Chentir et Nasri, 2020**).

Ces composés extrait de plantes sont largement connus pour leur propriétés biologiques notamment leur potentiel antioxydant contre le stress oxydatif qui est à l'origine des différentes affections qui touchent la santé humaine tell que le vieillissement, les cancers et les maladies cardio-vasculaire (**Bennamara, 2017 ; Salhi, 2017**).

Prunus persica L. et *Rubus ulmifolius* sont des espèces végétalesde la famille des roses connue aussi sous le nom de Rosaceae qui constitue la 19e plus grande famille de plante, et qui comprend environ 90-125 genres et 3370-3500 espèces d'arbres, arbustes et herbes. Ces deux plantes sont souvent utilisées en médecine traditionnelle du fait de leur diverses propriétés biologiques (**Sumaira et Rahman, 2013 ; Akkari et al., 2016 ; Reidel et al., 2016 ;Kant, 2018**).

Pour cela l'équipe du Laboratoire des Produits Naturels s'intéresse à l'étude des nouvelles sources de composés bioactifs dans le but de valoriser et d'exploiter les ressource naturelles.

A cet égard notre travail a porté sur l'évaluation de l'activité antioxydante des extraits des feuilles de *Prunus persica* L. (pêches) et *Rubus ulmifolius* (mûre sauvages) et pour cela une première partie a été consacrée à la synthèse bibliographique sur les espèces sélectionnées et l'état actuel sur le stress oxydatif et ses conséquences.

Dans la deuxième partie le travail est expérimental, et consiste en :

- Détermination du taux d'humidité
- Préparation et détermination des rendements des extraits

- Dosage des principales classes phénoliques, les phénols totaux, les flavonoïdes, et les tanins condensés.
- Extraction des fractions flavonoïdiques, d'acétate d'éthyle et n-butanol.
- Extraction des tanins.

- L'évaluation *in vitro* de l'effet antioxydant des extraits des feuilles des plantes selon la méthode du piégeage du radical libre DPPH et celle de la réduction du fer FRAP.

La troisième partie sera consacrée à la discussion des résultats obtenus lors de cette étude et notre travail s'achèvera par une conclusion et des perspectives envisagées.

Partie 1. Synthèse bibliographique

Chapitre I : La phytothérapie

I. Définition de la phytothérapie

Le mot phytothérapie est composé originalement de deux racines grecques : phuton et therapeia qui signifient respectivement "plante" et "traitement" (**Chabrier,2010**).

Létard et al. (2015) définit la phytothérapie comme l'utilisation de plantes dans le but de traiter certains troubles fonctionnels ou prévenir certains états pathologiques. Cette utilisation des plantes se fait par ingestion interne ou application externe.

Les plantes médicinales sont à la fois un produit fini destiné à la consommation et une matière première pour l'obtention de substances actives. Elles représentent une source de revenu non négligeable pour de nombreuses populations. Elles sont couramment utilisées en phytothérapie pour leurs propriétés biologiques et compositions chimiques (**Bouzid et al.,2011**).

D'après **Kalla. (2012)**, les plantes médicinales ont fourni à la pharmacie des médicaments très efficaces. Aujourd'hui, de nombreux travaux menés dans le domaine de l'ethnopharmacologie, nous montrent que les plantes utilisées en médecine traditionnelle et qui ont été testées sont souvent d'une part, des plantes efficaces dans les modèles pharmacologiques et d'autre part seraient quasiment dépourvues de toxicité. Trois techniques principales sont utilisées pour la préparation des remèdes à base des plantes médicinales, l'infusion (verser de l'eau bouillante sur une portion de matière végétale), la décoction (placer la matière végétale dans l'eau froide et amenée à ébullition pendant un temps donné) et la macération (la plante est mise à macérer dans de l'eau à température ambiante pendant quelques heures). Grâce à ces techniques, différents composés peuvent être extraits, qui ayant des effets préventifs et pharmacologiques contre différentes affections (**Sofowora et al., 2010 ; 2013**).

II. Les plantes sélectionnées

II.1. *Prunus persica* L.

II.1.1 Présentation de *Prunus persica* L.

La littérature chinoise date la culture de la pêche en Chine à 1000 avant J-C. et elle a probablement été transportée de la Chine vers l'ouest par la mer, l'Inde et le Moyen-Orient ainsi

que par la route de la soie jusqu'en Perse. Ces derniers l'avaient nommés "pomme perse", quant aux grecs et les romains ils lui ont donné le nom de "pêche" (**Kant, 2018**).

Prunus persica L. a été répandue dans le bassin méditerranéen et, à partir de là, dans toute l'Europe grâce aux armées romaines. Elle a atteint les Amériques grâce aux voyages d'exploration espagnols et portugais à partir du XVI^e siècle (**Bassiet al., 2016**).

P. persica L. est communément cultivé en Asie de l'Ouest, en Europe, dans l'Himalaya et en Inde jusqu'à une altitude de plus de 3000 mètres. Il y'a presque 100 genres et 3 000 espèces dans la famille des Rosaceae. Prunus compte près de 200 espèces cultivées pour leurs fruits et graines comestibles (**Sumaira et Rahman, 2013**).

Prunus persica L. est classé comme le troisième arbre fruitier tempéré après le pommier et le poirier. La production mondiale de pêches est passée de 7,7 millions de tonnes en 1980 à 17,8 millions de tonnes en 2008. Cette augmentation de la production a été observée principalement en Chine, ainsi qu'en Corée, au Chili, en Espagne, dans la région du Maghreb, l'Algérie étant en tête de production de pêches durant ces 10 dernières années (**Zaghdoudi, 2015**).

II.1.2 Description et Classification botanique de *Prunus persica* L.

Prunus persica L. (pêcher), nommé *Amygdalus persica* est un arbre à feuilles caduques de la sous-famille des Prunoideae de la famille des Rosaceae avec une hauteur de 5 à 10 m (**Sumaira et Rahman, 2013**).

Les pêchers forment une couronne arrondie avec des branches qui s'étendent vers le haut et sont recouvertes par des feuilles caduques vertes foncées de 8 à 15 centimètres de long et la longueur du limbe est de 10 à 20 centimètres. Les feuilles sont alternes, simples, à bord dentelé, de forme elliptique et lancéolée, à nervation pennée (**Figure 1**). Les fruits sont ronds, de couleur rouge ou jaune et recouverts de chair (**Figure 2**). Les fleurs, qui apparaissent en avril avant le déploiement des nouvelles feuilles, sont disponibles en formes simples, semi-doubles et doubles dans des couleurs allant du blanc pur au rouge profond et aux couleurs bicolores (**Figure 3**). Les fleurs sont de couleur rose, rouge ou blanche, hermaphrodites (possèdent des organes mâles et femelles) et sont pollinisées par les abeilles. Elles sont sensibles aux dommages causés par les gelées de fin de printemps ou les hivers particulièrement froids (**Kumaret al., 2017**).



Figure 1 : Feuilles de *Prunus persica* L (Benhamida, 2019).



Figure 2 : fruits de *Prunus persica* L (Bildagentur- online, 2018).



Figure 3 : Fleurs de *Prunus persica* L (Benhamida, 2019).

Le tableau 1 illustre la classification botanique du *Prunus persica* L.

Tableau 1 : Classification botanique de *Prunus persica* L (Zaghdoudi, 2015).

Règne	Planet
Sous-règne	<i>Tracheobionta</i>
Division	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Sous-classe	<i>Rosidae</i>
Ordre	<i>Rosales</i>
Famille	<i>Rosacée</i>
Sous-famille	<i>Amygdaloideae</i>
Genre	<i>Prunus</i>

II.1.3 Utilisation thérapeutique de *Prunus persica* L.

En médecine traditionnelle les feuilles de pêche ont été utilisées pour traiter diverses maladies telles que la toux et la bronchite, les coupures, la cicatrisation des plaies et les ulcères d'estomac. De nos jours, elles sont aussi utilisées pour le traitement de l'irritation de l'appareil digestif. Le thé fait à partir des feuilles de *Prunus persica* L. est bon pour la détoxification des reins et les huiles extraites des feuilles renforcent la croissance des cheveux (**Wani et al., 2015**).

Les feuilles sont anthelminthiques, insecticides, sédatives, diurétiques, expectorantes, vermicide et sont utilisées dans la leucodermie et les hémorroïdes. La pâte de feuilles est utilisée pour tuer les vers dans les plaies et les infections fongiques. Le traitement de la gastrite, de la coqueluche et de la bronchite chronique est effectué par voie interne avec des feuilles (**Sumaira et Rahman, 2013**).

Les fleurs sont considérées comme laxatives et diurétiques et sont utilisées pour traiter la constipation et les œdèmes. Le fruit est utilisé comme un anti-scorbutique et antipyrétique, ils agissent comme un tonique pour le cerveau et éliminent les mauvaises odeurs de la bouche (**Sumaira et Rahman, 2013**).

II.1.4 Propriétés biologiques de *Prunus persica* L.

La pêche possède de nombreuses propriétés telles que des propriétés anticancéreuses, antiallergiques, anti-tumorales, antioxydantes, antibactériennes, antimicrobiennes et anti-inflammatoires. En outre, elle a une valeur nutritive élevée, ce qui est important pour l'alimentation humaine (**Kant, 2018**).

Les résultats de **Hephzibah et Christabel.(2013)**, montrent l'action prometteuse de *Prunus persica* L. comme un candidat efficace dans la prévention des effets de l'hyperglycémie.

II.1.5 Travaux antérieurs

Prunus persica L. a été investiguée pour ses propriétés antioxydantes, antibactériennes, antifongiques, phytotoxiques et insecticides et leur cytotoxicité contre les cellules de cancer mammaire, ses activités anti-inflammatoire, antiallergique et antidiabétique (**Shin et al., 2010 ; Li**

et Wang, 2011 ;Manzoor et al., 2012 ;Sumaira et Rahman, 2013 ;Belhadj et al., 2016 ;Bhat et al., 2020 ;Bento et al., 2020).

II.2. *Rubus ulmifolius* Schott

II.2.1 Présentation de *Rubus ulmifolius*

Rubus ulmifolius Schott appartenant à la famille des rosacées, est un arbuste vivace communément appelé les mûres Sauvage ou mûre à feuilles d'orme, bien connu pour ses fruits comestibles et pour sa couleur attrayante qui change du vert au noir pendant la maturation. *Rubus ulmifolius* est trouvé dans de nombreuses régions du monde largement distribué en Europe, Asie et Afrique du Nord (Akkari et al., 2016 ; Reidel et al., 2016).

Cette espèce de part sa saveur acidulée et sa coloration noire et plus, un goût désirable augmente la consommation mondiale des mûres et produits à base de baie. *Rubus ulmifolius* fournit des composants fonctionnels tels que les fibres alimentaires, les minéraux, les vitamines, les polyphénols et d'autres nutriments essentiels (Schulz et al., 2019).

II.2.2 Description et Classification botanique de *Rubus ulmifolius*

Rubus ulmifolius est arbustive formant des fourrés épineux impénétrables, Les tiges développées biannuel et les tiges de la seconde année donnent au cours de l'été les inflorescences, ensuite, la production du fruit (Masson et al., 2014).

Les feuilles ont une face supérieure verte et avec une face inférieure blanche, la plupart à 5 folioles (très rarement à 4 ou 3 folioles) pédalées ou digitées (figure 4), la couleur des fleurs sont rose souvent profond et des styles, rougeâtres au moins à la base (figure 5), les aiguillons de l'inflorescence sont abondants (5-10 pour 5 cm), disposés sur les angles du turion, parfois absents ou très épars robustes, courbés à crochus (au moins quelques-uns). Avec un pétiole moyen et les folioles terminales obovales et la forte pruinosité des turions (figure 6), par ailleurs couverts de poils étoilés (Ferrez et al., 2016 ; 2019).



Figure 4 : Feuilles de *Rubus ulmifolius*(Ferrez et al., 2016).



Figure 5 : Fleur de *Rubus ulmifolius*(Aliouatet al., 2014).



Figure 6 : Turion de *Rubus ulmifolius* (Ferrez et al., 2016).



Figure 7 :Fruit de *Rubus ulmifolius* (Ruiz- Rodríguez et al., 2014).

Le tableau 2 illustre la classification botanique du *Rubus ulmifolius*.

Tableau 2 :Classification botanique de *Rubus ulmifolius* (Evans et al.,2007).

Règne	Plante
Sous règne	<i>Viridaeplantae</i>
Division	<i>Tracheophyta</i>
Sous division	<i>Spermatophytina</i>
Infra-division	<i>Angiospermae</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Ordre	<i>Rosales</i>
Famille	<i>Rosaceae</i>
Genre	<i>Rubus L</i>

II.2.3 Utilisation thérapeutique de *Rubus ulmifolius*

Les feuilles de *Rubus ulmifolius* sont très astringentes et peuvent être employées pour traiter les aphtes et fortifier les gencives. En décoction, elles font cesser la diarrhée et calment les hémorroïdes. De même qu'en tisane ou en gargarisme, elles sont efficaces contre la toux, les maux de gorge et les affections buccales. Egalemment en infusion elles sont préconisées pour leucorrhées, diabète, hémorragies et lithiase. En application externe les feuilles peuvent traiter les aphtes gingivites, les pharyngites et les plaies (Souilah, 2018).

Le thé fabriqué à partir de ses racines et ses feuilles est utilisé pour soulager la douleur et dans divers problèmes respiratoires, Le jus de fruit est recommandé pour traiter l'asthme et la colite (Zia-Ul-Haq et al., 2014).

II.2.4 Propriétés biologiques de *Rubus ulmifolius*

Les fruits sauvages méditerranéens sont considérés comme une source intéressante d'antioxydants de grande valeur pour les nutraceutiques, les compléments alimentaires ou les aliments fonctionnels, comme c'est le cas des fruits sauvages inhabituels, tels que ceux de *Rubus ulmifolius Schott*, qui peut avoir un potentiel en tant que source de composés bioactifs ayant une activité antioxydante **(Ruiz-Rodríguez et al., 2014)**.

Les fruits de mûre sont source importante de composés phénoliques, les tanins et les flavonoïdes les anthocyanes et les ellagitanins, Ces composés photochimiques naturels présentent une large gamme d'effets comprenant des activités biologiques notamment antioxydantes, anti-cancérogènes, anti-inflammatoires, antibactériennes, antimicrobiennes, hypoglycémiques **(Ahmad et al.,2015 ;Reidel et al., 2016)**.

II.2.5 Travaux antérieurs

Plusieurs études ont décrit de nombreuses activités pharmacologiques associées à *Rubus ulmifolius* telle que l'activité antioxydante, anthelminthique, antiproliférative, antibactérienne antifongique, anti-hyperglycémique et anti-hyperlipidémique **(Sisti et al., 2008 ; Bouzid et al., 2011 ; Aliouat et al., 2014 ; Akkari et al., 2016 ; Akhtar et al., 2017 ; Schulz et al., 2019)**.

Chapitre II : Les métabolites secondaires

I. Définition et fonctions des métabolites secondaires

Le métabolisme des plantes peut être divisé en voies primaires, qui concernent le métabolisme des glucides, des lipides, des protéines et des acides nucléiques. qui traite la production et le stockage de l'énergie et les principales biomolécules communes à toutes les formes vivantes ; et les voies secondaires, qui sont responsables de la production d'une grande variété de ces composés qui possèdent des activités spécifiques telles que la protection des plantes contre les rayons solaires ultraviolets (UV), les pathogènes et les herbivores (**De la Rosa et al., 2019**).

Ce sont des substances qui assurent des fonctions dites secondaire contrairement aux métabolites primaires qui sont nécessaires aux processus de croissance et de développement (**Cheyrier et al., 2013**).

Certains métabolites qui sont classées comme secondaires en fonction de leur route métabolique d'origine, sont considéré comme essentiels au développement végétal et jouent un rôle important en tant que régulateurs endogène(**Da Conceição, 2010**).

II. Classification des métabolites secondaires

Les métabolites secondaires peuvent être classés sur la base de leur structure chimique (ayant des cycles, contenant un sucre), de leur composition (contenant ou non de l'azote), de leur solubilité dans divers solvants, ou la voie par laquelle ils sont synthétisés. Ils sont répartis en 3 groupes chimiques : les composés phénoliques, les alcaloïdes et les terpénoïdes. Parmi eux, les polyphénols constituent une vaste diversité de composés bioactifs impliqués dans de nombreux processus d'interactions depuis la symbiose jusqu'à la résistance aux maladies(**Tiwari et Rana, 2015 ; Pham, 2017**).

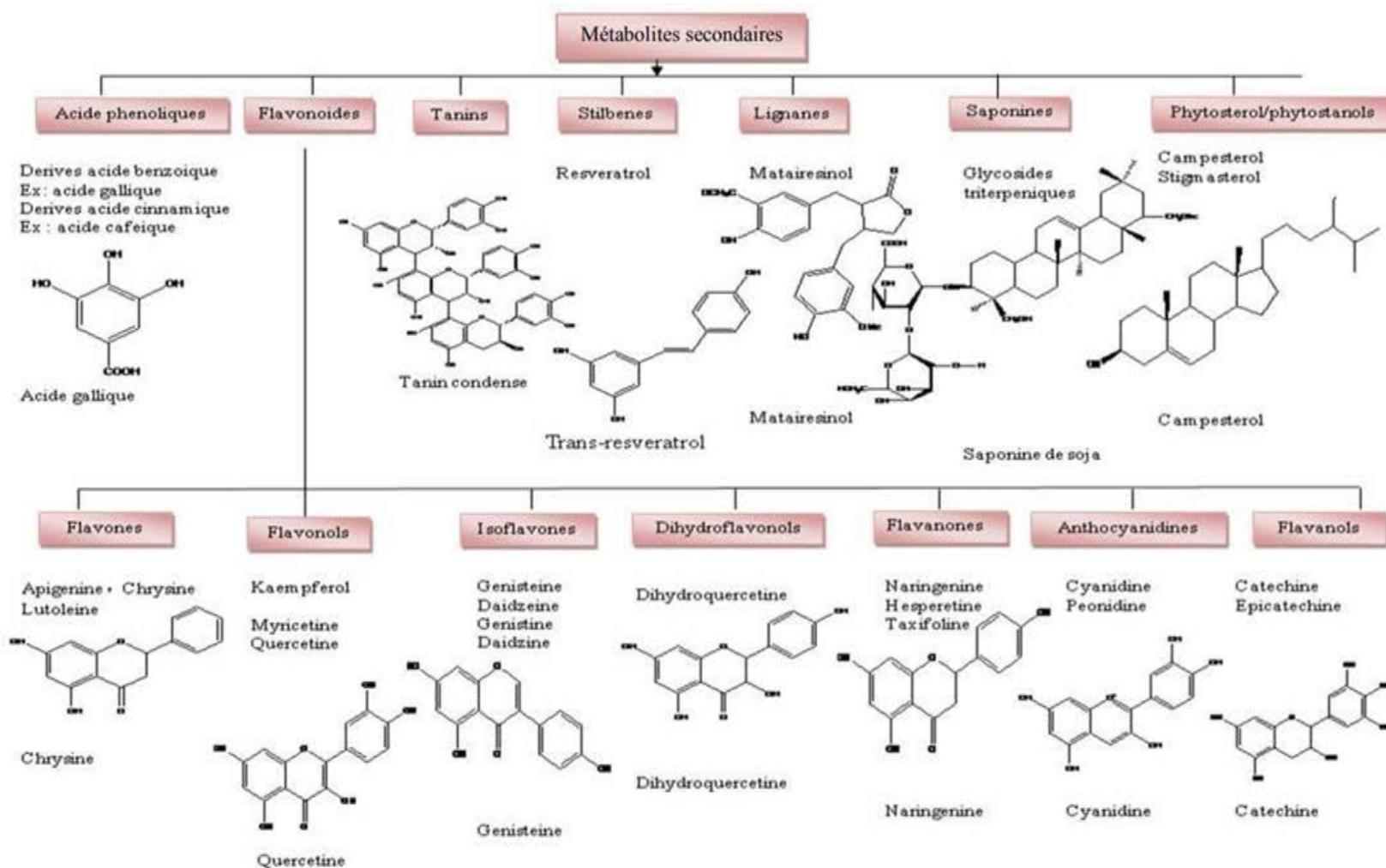


Figure 8 : Classification de quelques métabolites secondaires (Muanda, 2010).

II.1 Les composés phénoliques

Les composés phénoliques sont des micronutriments naturels présents dans les plantes en tant que composés physiologiques essentiels. Les polyphénols comprennent le plus grand groupe de substances chimiques du règne végétal. Il existe plus de 8000 structures polyphénoliques différentes connues. Leurs sources sont les fruits, les légumes, les noix et les graines, les racines, l'écorce, les feuilles de différentes plantes, les herbes, les produits à grains entiers, les aliments transformés, ainsi que le thé et le café (Gorzynik-Debicka et al., 2018 ;Silva et al., 2020). Différentes activités biologiques sont attribuées aux composés phénoliques, dont, notamment l'activité antioxydante, antimutagène, anticarcinogène, antiproliférative et anti-oestrogénique. Il a également été prouvé que ces biométabolites jouent un rôle indéniable dans la protection des plantes vis à vis de différents stress (Fadel et al., 2011).

II.1.1 Classification des composés phénoliques

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires (voie du shikimate et métabolisme des phénylpropanoïdes), omniprésents dans toutes les plantes, constitués d'au moins un noyau aromatique de type benzène, possédant un ou plusieurs groupements hydroxyles. Ils peuvent avoir des structures simples, comme les acides phénoliques, ou hautement polymérisées dans le cas des tanins condensés (Laguna, 2019).

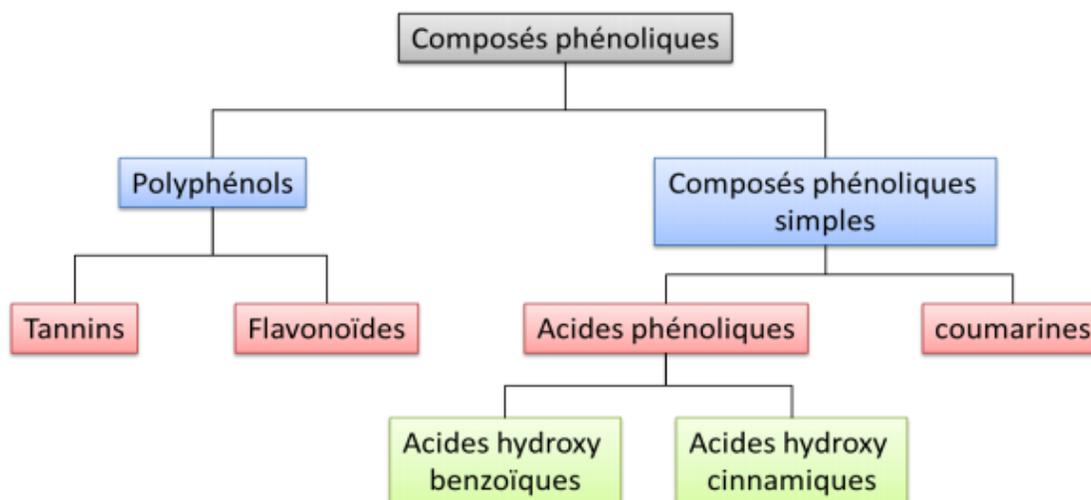


Figure 9: Classification simplifiée des composés phénoliques (Laguna, 2019).

II.1.2 Acides phénoliques

Les acides phénoliques ou encore acides-phénols, présents dans tous les fruits et légumes, sont les principaux polyphénols retrouvés dans l'alimentation. Deux principales classes d'acides phénoliques peuvent être distinguées ; les dérivés de l'acide benzoïque (C6-C1) et les dérivés de l'acide cinnamique (C6-C3) (**Matou, 2019**).

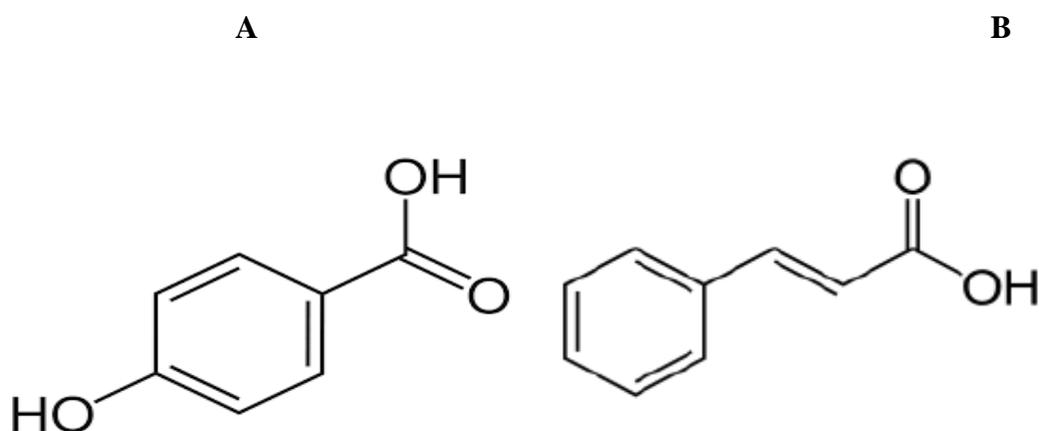


Figure 10 : Structure chimique de l'acide phénolique : l'acide de hydroxybenzoïque (A) et hydroxycinnamique (B) (**Călinoiu et al., 2018**).

II.1.3 Les flavonoïdes

Les flavonoïdes constituent un groupe de plus de 6 000 composés naturels qui sont quasiment universels chez les plantes vasculaires. Ils constituent les pigments responsables des colorations jaune, orange et rouge de différents organes végétaux (**Ghedira, 2005**).

Chimiquement, les flavonoïdes sont formés par une structure C6-C3-C6, qui se compose de deux cycles benzéniques liés par une chaîne à trois atomes de carbone qui forment un hétérocycle oxygéné. Ils sont divisés en 6 classes : flavonone, flavanols, flavanones, Isoflavones, Flavones et anthocyanidins, qui diffèrent par le niveau d'oxydation et le modèle de substitution du cycle C (**Benslama, 2020**).

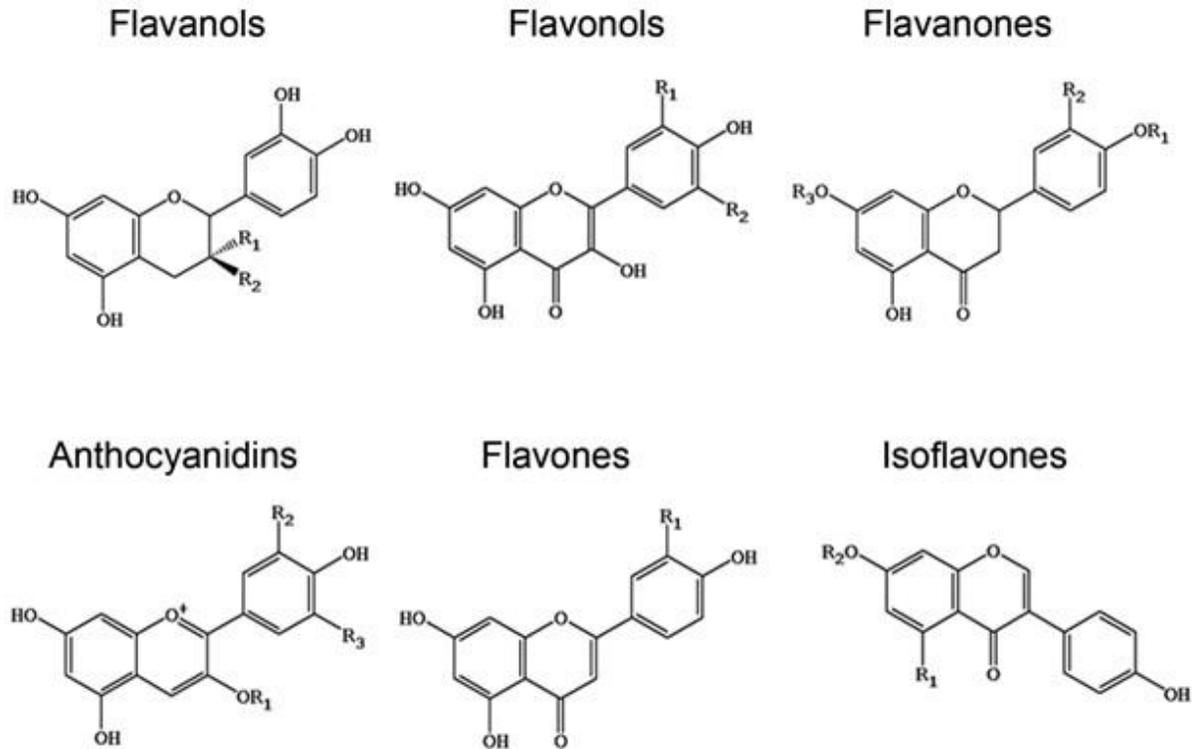


Figure 11:Classes de flavonoïdes (Abotaleb et al., 2019).

D'après **Lahouel et al. (2004)**, plusieurs travaux ont montré le rôle des flavonoïdes dans la désactivation des radicaux libres. La famille des flavonoïdes, porte des substances pouvant diminuer cette toxicité parce qu'ils ont une structure qui leur permet de piéger les radicaux libres en les neutralisant par fixation de deux atomes d'hydrogène fournies par deux fonctions thiols.

II.1.4 Les tanins

Ce sont un groupe très complexe de métabolites secondaires des végétaux, de la classe des polyphénols. On les retrouve dans de nombreuses familles botaniques, et sont localisés (selon les espèces) dans les fruits, les écorces et les feuilles. Ces molécule sont une structure très complexe formée d'unités répétitives monomériques, ce sont "des polymères naturels" (**Permal, 2017**).

a. Les tanins hydrolysables

Ce genre de tanins sont dits hydrolysables car ils sont sensibles à l'hydrolyse chimique ou enzymatique, ces molécules dérivent d'une estérification d'un glucide (souvent le glucose) par l'acide gallique (cas des tanins galliques) (Zeghad, 2018).

b. Les tanins condensés

Les tanins condensés, également appelés proanthocyanidines ou tanins catéchiques, sont des polyphénols résultants de la polymérisation d'unités monomériques de flavan-3-ol, dont la structure chimique repose sur un système d'hétérocycles (Manolaraki, 2011 ; Theophile, 2017).

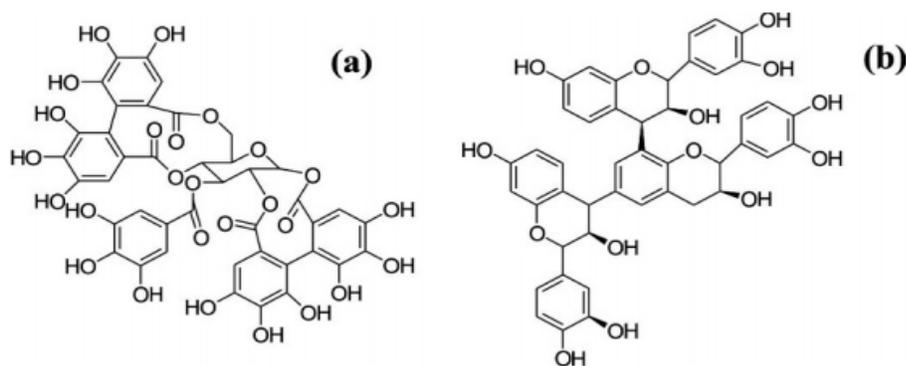


Figure 12 :Structure chimique des tanins hydrolysables(a) et condensés(b) (Bayart, 2019).

II.1.5 Les coumarines

Ce sont des composés organiques constitués d'un système cyclique de 1,2-benzopyrone comme structure de base. Répartis sur près de 30 familles et 150 espèces des plantes, Ils sont caractérisés par un faible poids moléculaire et une haute biodisponibilité. La toxicité des coumarines et de leurs dérivés est faible, ils sont devenu importants dans le développement de la recherche médicale grâce à leur activité biologique anti-inflammatoire, antibactérien, antiviral, antifongique, antiprolifératif, anticancéreux, antioxydant, antiparasitaire, analgésique, antidiabétique et antidépresseur (Peng et al., 2013 ; Zhu, 2018 ; Esseid et al., 2021).

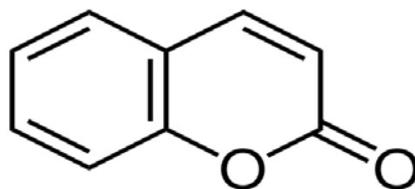


Figure 13 : Structure de base des coumarines (**Dong-chanet al., 2013**).

II.1.6 Les phénylpropanoïdes

Ils sont largement répandus dans le monde végétal. Ils sont subdivisés en un certain nombre de sous-classes. Parmi eux les phenylpropenes et les acides hydroxycinnamiques (**Kfoury, 2015**).

Ce sont des composés aromatiques dont le squelette de base est un noyau benzénique substitué par un groupe propényle, et sont synthétisés via la voie de l'acide shikimique (**Fahed, 2016**).

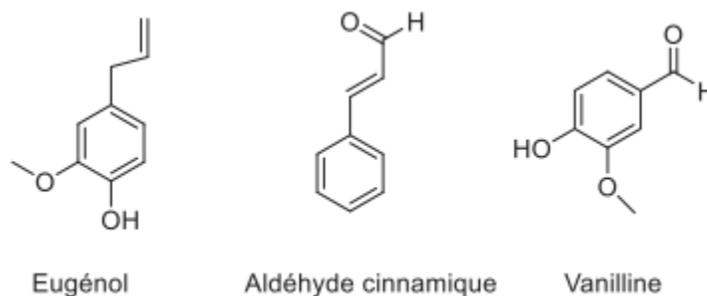


Figure14: Structure de quelques phénylpropanoïdes(**Fahed, 2016**).

II.1.7 Les Quinones

Les quinones sont omniprésentes dans la nature et constituent une famille importante de composés dans les plantes, les champignons et les bactéries. Due aux propriétés chimiques liées à leur pouvoir oxydant, électrophile et colorant (elles absorbent la lumière dans le visible et l'ultraviolet). Ils sont impliqués dans l'industrie des colorants, du textile, des cosmétiques et de la photographie(**Quantran, 2015**).

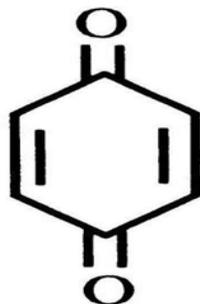


Figure 15 : Structure des quinones (Cowan, 1999).

II.2 Les alcaloïdes

Les alcaloïdes forment un groupe divers avec plus de 12000 produits naturels de faible poids moléculaire. Ce sont des substances organiques d'origine végétale, azotée et à caractère alcalin, avec des propriétés physiologiques prononcées même à faible dose. Bien que beaucoup d'entre eux soient toxiques, certains sont employés dans la médecine pour leurs propriétés analgésiques et à la sédation, ou comme des agents antipaludéens et anticancéreux, parmi eux la morphine, la codéine, la atropine, la quinine, la chloroquine et la cocaïne (Muanda, 2010 ; Ncube, 2015).

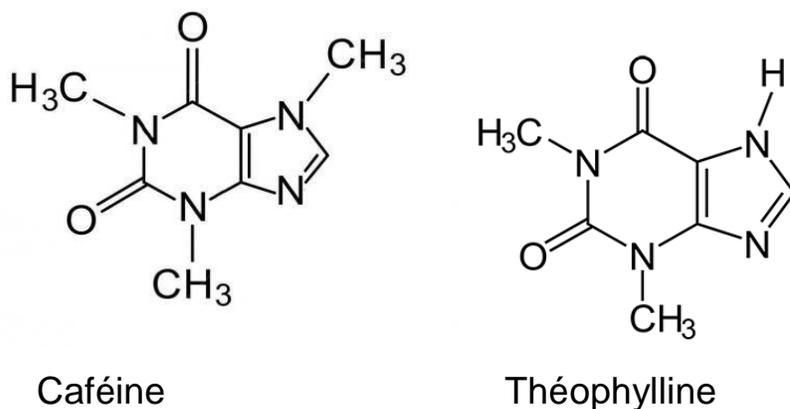


Figure 16 : Structures de quelques alcaloïdes (Ziegler et Facchini, 2008).

II.3 Les terpénoïdes

Les terpènes ou nommée aussi l'isoprénoïdes, sont probablement la class la plus vaste et la plus diversifiée de composés organique végétaux avec plus de 40000 molécules connues. Ils sont le résultat de la condensation d'unité isoprène (C_5H_8) et selon le nombre de carbone qu'ils contiennent on distinct les hémiterpénoïdes (C_5), monoterpénoïdes (C_{10}), sesquiterpénoïdes (C_{15}), diterpénoïdes (C_{20}), triterpénoïdes (C_{30}), tetraterpénoïdes (C_{40}) et les polyterpénoïdes ($>C_{40}$). Différentes molécules terpénoïdes ont été rapportées avoir des propriétés antimicrobiennes, antifongiques, antivirales, antiparasitaires, antihyperglycémiques, antiallergiques, anti-inflammatoires, antispasmodiques, immunomodulatrices et chimiothérapeutiques (Legrand, 2015 ; Abdallah, 2017).

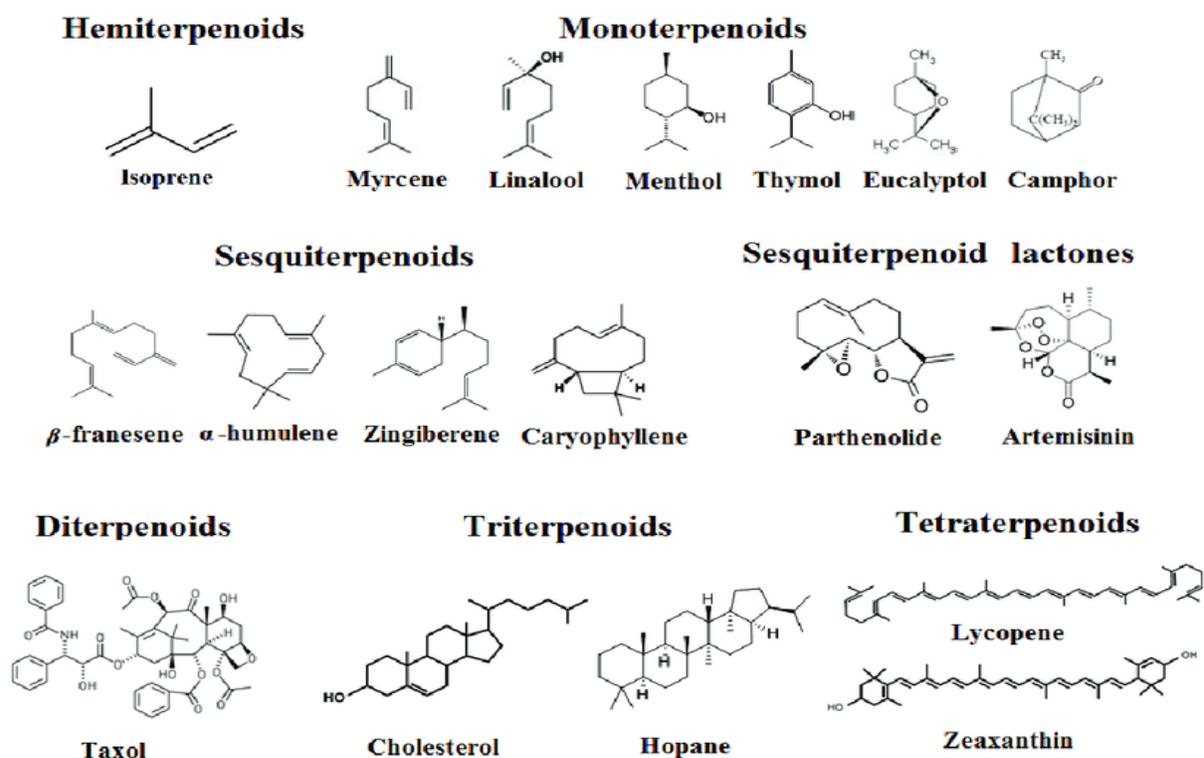


Figure 17:Exemples de différentes classes des terpénoïdes (Abdallah,2017).

Chapitre III : Le stress oxydatif

I. Définition du stress oxydatif

Le stress oxydant se définit comme l'incapacité de l'organisme de à défendre contre les espèces réactives de l'oxygène (ERO). C'est la résulte d'un déséquilibre entre les systèmes pro-oxydants et antioxydants, la production en faveur des premiers. Ce déséquilibre conduit potentiellement à des altérations structurales et fonctionnelles (Bensakhria, 2018 ; Baudin, 2020).

Cette définition introduit une notion de balance entre espèces pro- et anti-oxydantes (Leroy, 2016) (Figure 18).

Les ERO sont présentes dans la cellule à des doses raisonnables, leur concentration est régulée par l'équilibre entre leur taux de production et leur taux d'élimination par les systèmes antioxydants (Migdal et al., 2011). D'après Boundedjah. (2014), le stress oxydatif est lié à l'accumulation des espèces réactives de l'oxygène (ERO) au niveau cellulaire.

Le paradoxe des ERO constituent des produits potentiellement toxiques du métabolisme et sont en même temps des molécules essentielles à la signalisation et à la régulation cellulaires et dans les processus physiologique (Migdal et al., 2011).

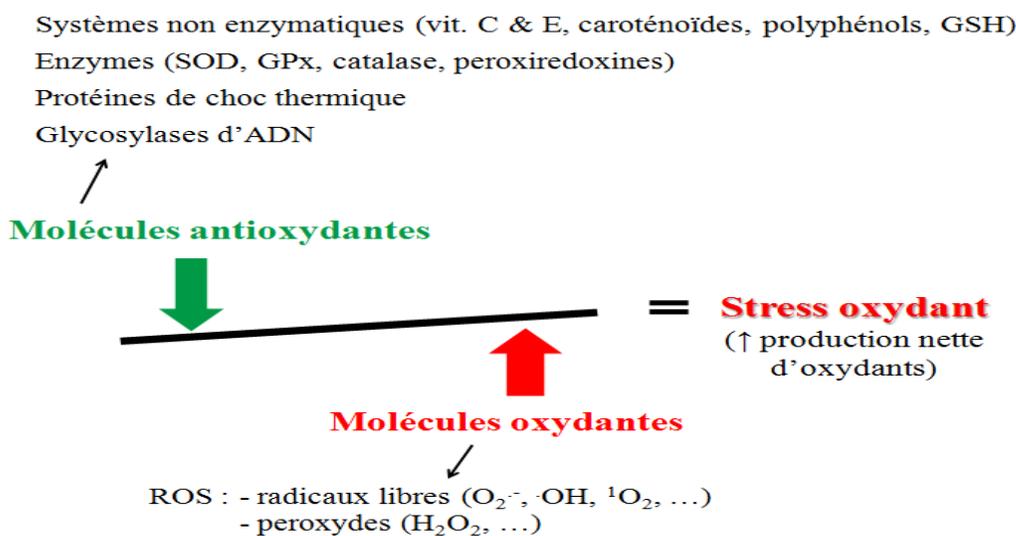


Figure 18 : Composantes de la balance entre les molécules anti- et pro-oxydantes (Baratli, 2015).

GPX : glutathion peroxydase. GSH : glutathion réduit, H_2O_2 : peroxyde d'hydrogene O_2 : anion superoxyde, OH : radical hydroxyl, O_2 : oxygène singlet, SOD : superoxyde dismutase.

II. Origine du stress oxydatif

II.1 Les radicaux libres

On appelle un radical libre, tout atome ou groupe d'atomes possédant un électron non apparié "célibataire" sur son orbitale externe. Les radicaux libres sont pour la plupart des substances très réactives qui peuvent jumeler leur électron non appariés avec un électron prélevé sur d'autres composés, provoquant leur oxydation. Par conséquent, ils sont appelés des oxydants (Ďuračková et al., 2008 ; Oubane, 2017).

Les radicaux libres sont générés au sein de la cellule, via des mécanismes multiples et variés (Hokayem et al., 2012).

On distingue au sein des composés oxydants qui sont formés après la réduction de l'oxygène que nous respirons :

- Les radicaux libres primaires : provenant directement de l'O₂ par une réaction de réduction.
- Les radicaux libres secondaires : sont formés par la réaction des radicaux libres primaires sur des composés biochimiques cellulaires.

Les radicaux libres primaires et secondaires sont réunir sous le nom d'espèces réactives de l'oxygène ou ERO (ou « ROS » en anglais pour reactive oxygen species) (Mongens, 2013).

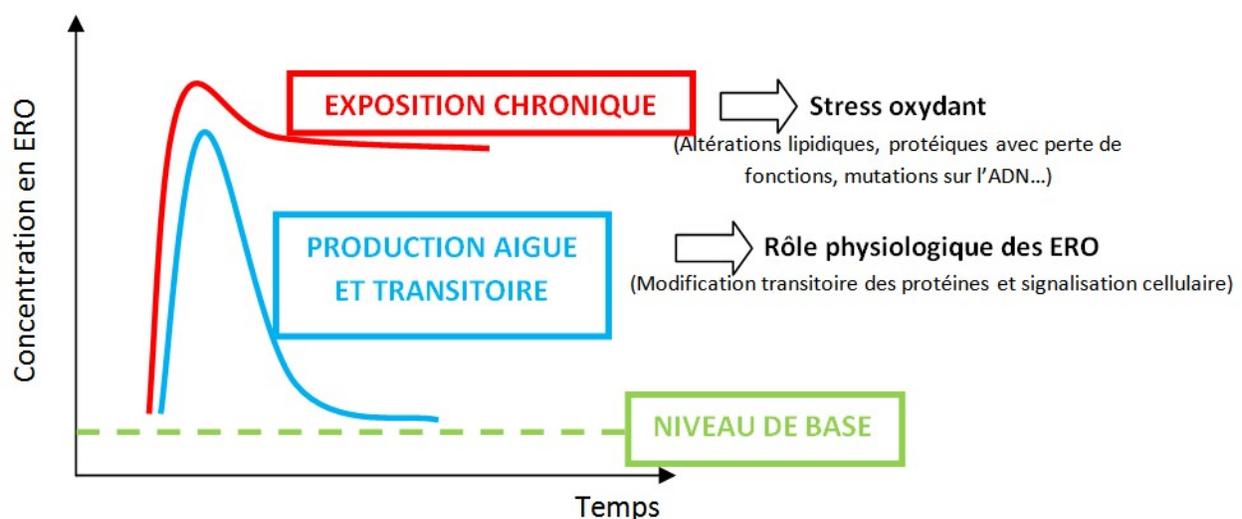


Figure 19 : La production d'ERO et ses conséquences cellulaires (Carriere et al., 2006).

II.2 Principales espèces réactives de l'oxygène ERO

Les ERO peuvent être radicalaires (radicaux libres de l'oxygène proprement dit) ou non radicalaires (certains dérivés oxygénés réactifs ne possédant pas d'électron célibataire) (Guillouty, 2016).

Tableau 3 : Principales espèces réactives de l'oxygène (Bennamara, 2017).

Radicaux libres (RL)	Espèces réactives non radicalaires
Anion superoxyde ($O_2^{\cdot-}$)	Peroxyde d'hydrogène (H_2O_2)
Hydroxyle (OH^{\cdot})	Acide hypochlorique ($HOCl$)
Hydroperoxyde (HO_2^{\cdot})	Ozone (O_3)
Peroxyde (RO_2^{\cdot})	Oxygène singulet (1O_2)
Alkoxyde (RO^{\cdot})	Hydroperoxyde ($ROOH$)
Dioxyde de carbone ($CO_2^{\cdot-}$)	Peroxynitrite ($ONOO^-$)

II.3 Effets du stress oxydant sur l'organisme

À des concentrations élevées tous les espèces réactives de l'oxygène sont extrêmement destructeur pour les organismes et qui peuvent provoquer la peroxydation des lipides, l'oxydation des protéines, des altérations aux acides nucléiques, l'inhibition enzymatique, l'activation de la voie de mort cellulaire programmée l'apoptose et finalement la mort des cellules (Madkour, 2020).

II.4 Principales affections liées au stress oxydant

Le Stress oxydatif est impliqué dans de très nombreuses maladies comme facteur déclenchant ou associé à des complications de l'évolution de pathologies (Bennamara, 2017).

Tableau 4 : Exemples de pathologies liées au stress oxydatif (**Bensakhria, 2018**).

Maladies où le stress oxydatif est la cause primordiale	Maladies où le stress oxydatif est le facteur déclencheur	Maladies entraînant un stress oxydatif secondaire
Cancers. Auto-immunité, Cataracte.	Maladie d'Alzheimer, Stérilité masculine, Rhumatismes, athéromes, asthmes.	Diabète, Insuffisance rénale Maladie de Parkinson.

III. Les antioxydants

III.1 Définition des antioxydants

Les antioxydants sont des substances qui sont présentes à de faibles concentrations par rapport au substrat oxydable, et sont capables de ralentir ou inhiber l'oxydation de ce dernier (**Bensakhria, 2018**).

En effet, les antioxydants permettent de neutraliser les radicaux libres et de prévenir la survenue des maladies associées au stress oxydant. Parmi les antioxydants naturels les plus connus il y a l' α -tocophérol (vitamine E), l'acide ascorbique (vitamine C) et les composés phénoliques (**Sarr et al., 2015**).

D'après **Mongens. (2013)**, lors d'un stress oxydant, les défenses antioxydantes de l'organisme sont diminuées voire extrêmement réduites car dépassées par l'action pro-oxydante des composés produits. De nombreux antioxydants sont dosables : la vitamine C et E, les enzymes antioxydantes SOD, la Glutathion peroxydase, la catalase, la paraoxonase1.

III.2 La classification des antioxydants selon leurs natures

III.2.1 Les antioxydants naturels

Les antioxydants naturels sont importants, leur utilisation réside en tant que composés efficaces pour retarder ou inhiber le processus biologique d'oxydation moléculaire afin d'éviter

l'utilisation d'antioxydants synthétiques en supposant que ceux-ci produisent une cancérogenèse (Santiago et al., 2018) .

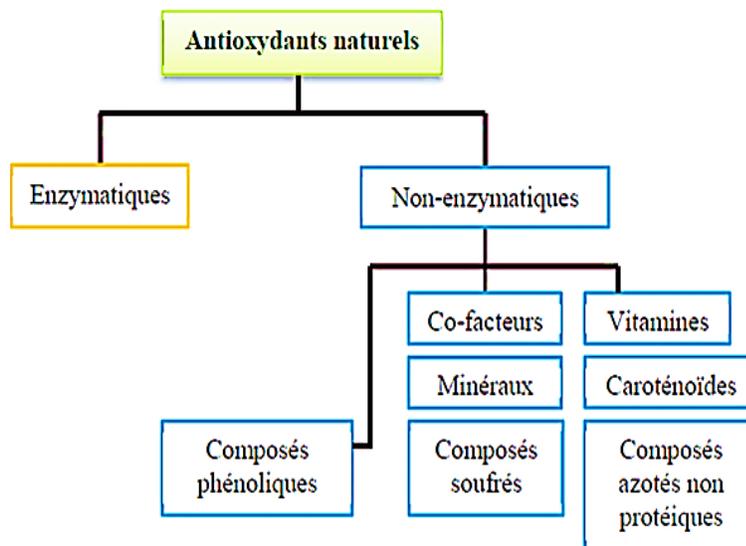


Figure 20 : La famille des antioxydants naturels (Maurent, 2017).

III.2.1.1 les antioxydants enzymatiques

Les antioxydants enzymatiques incluent les enzymes antioxydantes à savoir les superoxydes dismutases, la catalase, le système glutathion/glutathion peroxydase(s)/glutathion réductase et le système glutarédoxine (peroxyrédoxine)/thiorédoxine/ thioré-doxine réductase (Vamecq et al., 2004).

il existe des enzymes antioxydantes clés responsables de la régulation du stress oxydatif ayant montré une activité significative : la superoxyde dismutase (SOD), catalase (CAT), ascorbate peroxydase (APX), Peroxydase (POD) Toutes les enzymes ont montré une activité significative (Šabanović et al., 2020).

a. La superoxyde dismutase

Les enzymes antioxydantes SOD sont considérées comme la première ligne de défense cellulaire contre les ROS en piégeant tôt les radicaux superoxydes et en les convertissant en peroxyde d'hydrogène(Zhang et al., 2017).

b. La catalase

La CAT localisée dans les peroxysomes, le cytoplasme et les mitochondries en petites quantités. Le foie, les reins et les globules rouges ont des niveaux importants de catalase, elle agit en catalysant la décomposition du peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène, une fonction partagée avec la glutathion peroxydase (Mimouni, 2020).

c. La glutathion peroxydase

La glutathion peroxydase (GPx) agit en synergie avec la SOD puisque son rôle est d'accélérer la dismutation du H_2O_2 en H_2O et O_2 . Lors de cette réaction deux molécules de glutathion réduit (GSH) sont oxydées en glutathion-disulfure (Lacheraf et al., 2019).

d. La glutathion réductase

La glutathion réductase (GR) est une enzyme antioxydante cruciale qui est responsable du maintien de la molécule antioxydante de glutathion GSH, elle joue un rôle essentiel dans l'élimination des radicaux libres et de l'oxygène réactif (Kocaoglu et al., 2019).

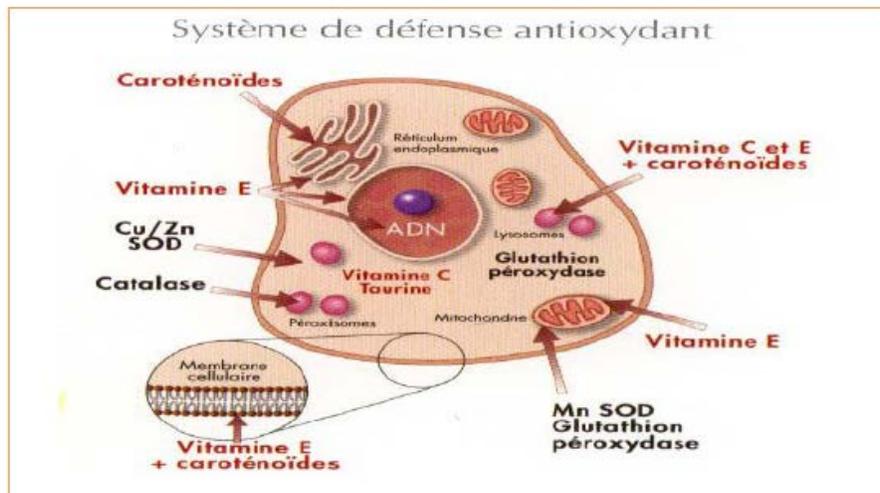


Figure 21 : Sites d'action des nutriments antioxydants (en rouge) et des enzymes antioxydantes (en noire) (Opara, 2002).

III.2.1.2 Les antioxydants non enzymatiques

L'activité antioxydante non enzymatique est gérée essentiellement par des petites molécules alimentaires comme les vitamines C et E, la β -carotène, l'acide lipoïque et les polyphénols (**Boundedjah, 2014**).

a. Vitamine C

L'acide ascorbique (vitamine C) est un puissant antioxydant, il fonctionne à l'accélération de la production du glutathion. Il capte les radicaux libres et les élimine de l'organisme et évite l'altération des tissus du rein et du foie (**Hounkpatin et al., 2018**).

b. La vitamine E

Sous forme d' α -tocophérol est un antioxydant liposoluble. La vitamine E est un protecteur de l'intégrité des membranes cellulaires du stress oxydatif, Le tocophérol est un micronutriment essentiel, et doit donc être obtenu à partir de sources alimentaires(**Paris et al., 2019**).

c. Les oligo-éléments

Les oligo-éléments sont des petites molécules qui sont trouvées dans l'organisme à faible quantité, ils sont apportés par l'alimentation et sont nécessaires au bon fonctionnement de l'organisme : le fer (Fe), le zinc (ZN), le cuivre (CU), le chrome (CR) et le Nickel (NI) (**Harboul, 2019**).

d. Les polyphénols

Ce sont des antioxydants naturel qui sont synthétisés par les plantes, ces substances sont principalement présentes dans les fruits, les légumes, le thé vert et les grains entiers (**Rajeev et al., 2019**).

e. Les flavonoïdes

Ce sont des molécules constituant une famille importante d'antioxydants présentes dans les végétaux. Un flavonoïde est un puissant antioxydant qui augmentant les niveaux de glutathion dans la cellule(**D'Oro, 2016**).

Tableau 5 : Les principaux associés antioxydants non enzymatiques et leurs sources alimentaires (Mohammedi, 2013).

Principaux nutriments Antioxydants	Sources alimentaires
Vitamine E	Huile : de tournesol, de soja, de maïs Beurre, oeufs, noix
β -carotène	Légumes et fruits
Vitamine C	Agrume, melon, brocoli, fraise, kiwi, chou, poivron
Acides phénoliques	Céréales complètes, baies, cerises
Flavonoïdes	Fruits, légumes, thé vert
Tannins	Lentilles, thé, raisins
Zinc	Viande, pain complet, légumes verts, huîtres, produits laitiers
Métabolisme de la cystéine, glutathion	Caséine, Lactalbumine (petit-lait), produits laitiers Brocoli, chou oeufs, poissons, viandes

III.2.2 Les antioxydants synthétiques

Les antioxydants synthétiques tel que le butylhydroxyanisole (BHA), le butylhydroxytoluène (BHT) sont efficaces, mais sont controversée. Il convient donc d'étudier avec attention les antioxydants naturels végétaux (Rolland, 2004).

L'utilisation des antioxydants de synthèse est actuellement remise en cause en raison des risques toxicologiques potentiels (Bouqandoura et al., 2013).

III.3 Les défenses antioxydantes

Les antioxydants réagissent spontanément de manière efficace avec les ROS. Ils incluent toute une série de composés naturellement apportés par l'alimentation, comme la vitamine E et la vitamine C, ou encore différents thiols et poly phénols (Vamecq et al., 2004).

L'activité antioxydante fonctionne sur l'inhibition de l'attaque oxydante. Les défenses enzymatiques ont toutes un métal de transition à leur cœur, capable de prendre différentes valences en transférant des électrons pendant la détoxification (**Graham et al., 2011**).

III.4 Mode d'action des antioxydants

Les antioxydants ont pour effet de bloquer ou de ralentir les réactions d'oxydation, par piéger et neutraliser les radicaux libres (**Cuvelier et Maillard, 2007**).

Tableau 6 : Principaux mode d'action de quelques antioxydants (**Pastre, 2005**).

	Nature	Mode d'action
Défenses non enzymatiques	Vitamine E	piéger des radicaux libres
	Vitamine C	piéger des radicaux libres
	Bêta carotène	piéger des radicaux libres
	acide urique...	piéger certains radicaux libres
Défenses enzymatiques	Superoxyde dismutase	Catalyse la dismutation de l'anion Superoxyde
	Catalase Métabolise	Métabolise H ₂ O ₂
	Glutathion peroxydase	Action réductrice sur H ₂ O ₂ et les hydro peroxydes

Matériel et méthodes

Matériel et méthodes

Dans le cadre de l'étude de l'activité antioxydante des plantes à intérêt nutritionnel, nous sommes intéressés aux espèces *Prunus persica* L. (*pêche*) et *Rubus ulmifolius* (*mure sauvage*). Le travail a été effectué au sein du laboratoire de recherches « Produits naturels LA. PRONA ».

I. Origine et préparation du matériel végétal

Le matériel végétal utilisé dans cette étude est constitué des feuilles de *Prunus persica* L. récoltées dans la région de Sidi abdelli et des feuilles de *Rubus ulmifolius* récoltées dans la région de Mansourah, durant le mois d'Avril 2021 de la willaya de Tlemcen, région de l'Ouest de l'Algérie.

Après la collecte, les feuilles sont séchées à l'air libre. Ensuite à l'aide d'un broyeur électrique sont transformé en poudre. Cette dernière est conservée dans des boîtes de verre opaque et hermétiquement fermée.



Photo 1 : Les feuilles de *Prunus persica* L.(Tlemcen, 2021).



Photo 2 : Les feuilles de *Rubus ulmifolius*(Tlemcen, 2021).

II. Détermination du taux d'humidité (Audigié et al., 1980)

❖ Principe

Pour la détermination du pourcentage d'humidité, on procède à une dessiccation de l'échantillon frais à analyser dans une étuve à la température de 100°C à 105°C est sous la pression atmosphérique jusqu'à l'obtention d'une masse pratiquement constante. Pour éviter toute reprise d'humidité, il convient d'opérer dans des vases de tare, placés dans un dessiccateur.

❖ Mode opératoire

- Les vases de tare ont été séchés à l'étuve pendant 30 min à 103°C avec couvercles inclinés.
- Après refroidissement dans un dessiccateur durant 20 à 30 min, les vases de tare ont été pesés avec les couvercles (P1).
- Dans chaque vase, 2g de l'échantillon ont été introduit, l'ensemble a été pesé avec les couvercles fermés (P2).
- Après un étuvage de 3h à 105°C avec couvercles inclinés puis refroidissement dans un dessiccateur pendant 15 min, les vases de tare sont pesés, ensuite ils sont remis avec couvercles inclinés dans l'étuve durant 1h à 105°C.
- Après refroidissement comme précédemment, les vases de tare sont pesés (P3).
- La différence entre deux pesées doit être inférieure à 2mg, si non l'opération est renouvelée jusqu'à poids constant.

❖ Expression des résultats

Le taux d'humidité (%) d'un matériel végétal est déterminé par la relation suivante :

$$\text{Taux d'humidité \%} = [(p2 - p3) / (p2 - p1)] 100.$$

Avec :

P1 : poids en gramme de vase de tare vide.

P2 : poids en gramme de la prise d'essai avant séchage.

P3 : poids en gramme de la prise d'essai après séchage.

A partir de la teneur en eau, on peut déterminer le taux de matière sèche qui est donné par la formule suivante : Taux de matière sèche(%) = 100 - teneur en eau %.



Figure22 : Dessiccateur (Tlemcen, 2021).

III. Extraction des composés phénoliques

III.1 Protocole 1 (Yu et Dahlgren, 2000)

L'extraction hydro-acétonique des polyphénols consiste à macérer à température ambiante le matériel végétal dans une solution d'acétone aqueuse 70/30 (v/v) pendant 24 heures. Après filtration. La solution est évaporée à sec par un évaporateur rotatif sous pression réduite à 45°C.

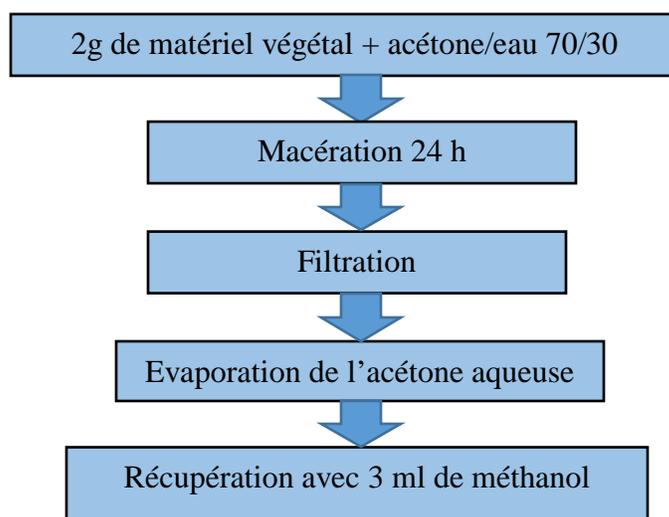


Figure 23 : Protocole 1 d'extraction des polyphénols (Yu et Dahlgren, 2000).

III.2 Protocol 2 (Jimoh et al., 2010)

L'échantillon (2g) a été macéré dans 40 mL de chaque solvant d'extraction (acétone, méthanol et eau) avec un rapport de (14/14/12) respectivement, la solution a été maintenue sous agitation pendant 2 h, ensuite le mélange a été centrifugé et le surnageant a été récupéré, puis l'échantillon a été extrait pour une seconde fois, avec 40 mL du solvant d'extraction et la solution a été centrifugée (surnageant b). Les deux surnageants (a+b) ont été réunis et évaporés avec un rotavapeur jusqu'à élimination de la phase organique. La phase aqueuse ainsi récupérée, a été extraite avec du n-hexane, afin d'éliminer les lipides, la phase aqueuse a été évaporée à sec, à température réduite de 40 à 45°C, à l'aide d'un rotavapeur. Les résidus obtenus ont été récupérés dans 6mL de méthanol.

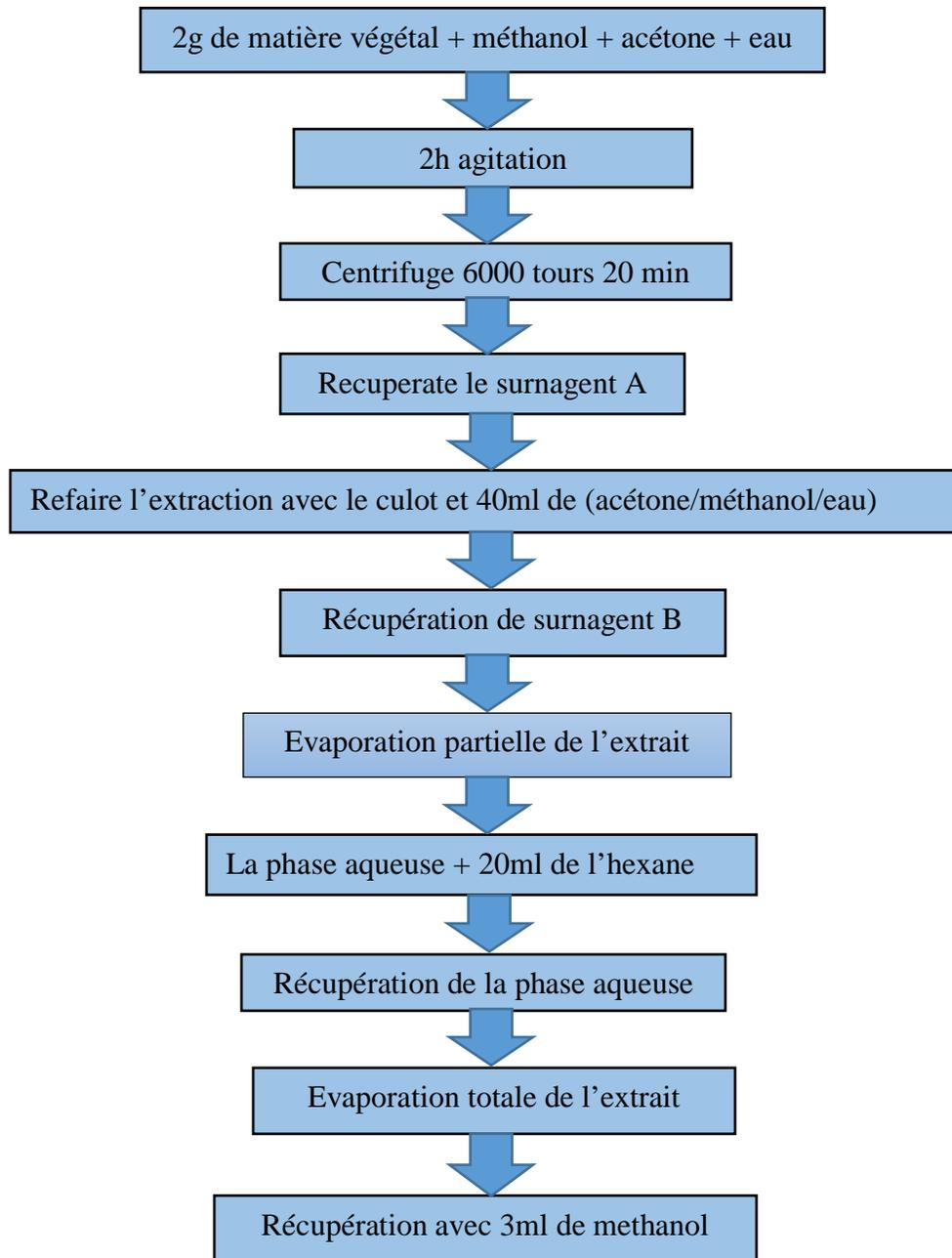


Figure 24 : Protocole 2 d'extraction des polyphénols (Jimoh et al.,2010).

IV. Dosage des composés phénoliques

IV.1 Dosage des polyphénols

❖ Principe

Le dosage des phénols totaux dans les extraits ont été effectué par la spectrophotométrie selon la méthode du réactif de Folin-Ciocalteu. Ce réactif est composé d'un d'acide phosphotungastique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃PMO₁₂O₄₀) de couleur jaune. Il est réduit lors de l'oxydation des phénols, en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène. La coloration produite dont la lecture de l'absorption et à 760 nm, est proportionnelle à la quantité des phénols présente dans l'extrait végétal (**Singleton et Rossi, 1965**).

❖ Mode opératoire

- Mélanger 100 µl de chaque extraits avec 2000 µl de la solution de carbonate de sodium Na₂CO₃ (2%) ;
- Incubation pendant 5 minutes à température ambiante
- Ajouter 100 µl de réactif Folin-Ciocalteu à 1N
- Le mélange a été incubé pendant 30 minutes à l'obscurité et à température ambiante
- Mesurer l'absorbance contre un blanc à l'aide d'un spectrophotomètre à 760 nm.

On a réalisé une courbe d'étalonnage ($y = a.x + b$) en parallèle dans les mêmes conditions à partir d'acide gallique à différentes concentrations(**Annexe A**).

❖ Expression des résultats

Les teneurs en polyphénols de l'extrait sont exprimées en milligramme équivalent d'acide gallique par gramme de matière sèche (mg EAG/g MS).

IV.2 Dosage des Flavonoïdes

❖ Principe

Le dosage des flavonoïdes repose sur la méthode du réactif de chlorure d'aluminium, qui forme un complexe de coloration jaune avec les groupements hydroxyles des flavonoïdes (**Djeridane et al., 2006**).

❖ Mode opératoire

- Mélanger 250 µl de l'extrait avec 1000 µl d'eau distillée et 75µl du réactif NaNO₂ à 15 % ;
- incubation pendant 6 min à température ambiante, ajouter 75µl du réactif chlorure d'aluminium AlCl₃ à 10%
- Après 6 min, ajouter 1000 µl d'hydroxyde de sodium NaOH (4%), ajouter 100 µl d'eau distillée
- Incubation du mélange à température ambiante et à l'abri de la lumière pendant 30 min
- Mesurer l'absorbance contre un blanc à 510 nm.

Une courbe d'étalonnage ($y=ax + b$) a été réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant la catéchine comme standard à différentes concentration (**Annexe B**).

❖ Expression des résultats

Les teneurs en flavonoïdes des extraits ont été exprimées en milligramme équivalent de Catéchine par gramme de matière sèche (mg EC/g MS).

IV.3 Dosage des tanins condensés

❖ Principe

La quantification des tanins est effectuée à partir de la méthode de vanilline en milieu acide (**Julkunen-Titto, 1985**).

❖ Mode opératoire :

- 50 µl de l'extrait phénolique est ajouté à 1500 µl de la solution vanilline/méthanol (4%, m/v)
- Agiter le mélange à l'aide d'un vortex.
- 750 µl de l'acide chlorhydrique concentré (HCL) est additionné et laissé réagir à température ambiante pendant 20 min.
- L'absorbance est mesurée contre un blanc à 550.

Une courbe d'étalonnage est réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant la catéchine comme standard à différentes concentration (**Annexe C**).

❖ Expression des résultats :

La concentration des tanins condensés est estimée en milligramme équivalents de catéchine par gramme de matière sèche (mg EC/g MS).

V. Extraction des flavonoïdes et des tanins totaux

V.1 Extraction des fractions acétate d'éthyle et n-butanol des flavonoïdes

10 g de poudre végétale sont ajoutés à un mélange de 100 ml de méthanol bouillant avec 5g de CaCo₃. L'ébullition de mélange est maintenue sous réfrigérant à reflux pendant 1 heure. Après filtration (filtrat 1), le dépôt a été traité pendant une heure à ébullition avec les mêmes quantités de méthanol (filtrat 2). Les deux filtrats sont réunis, et la solution obtenue est soumise à une distillation sous pression réduite et le résidu sec est récupéré avec 50 ml d'eau distillée bouillante.

Le filtrat obtenu est mis dans une ampoule à décanter avec 50 ml d'acétate d'éthyle, et après 24 heures de décantation des deux phases, la phase organique est récupérée puis séchée à l'évaporateur rotatif. L'opération est répétée avec 50 ml de n-butanol (Bu OH) (**Dauguet et Foucher, 1982**).

Cette étape est caractérisée par la spécificité et la polarité du solvant organique.

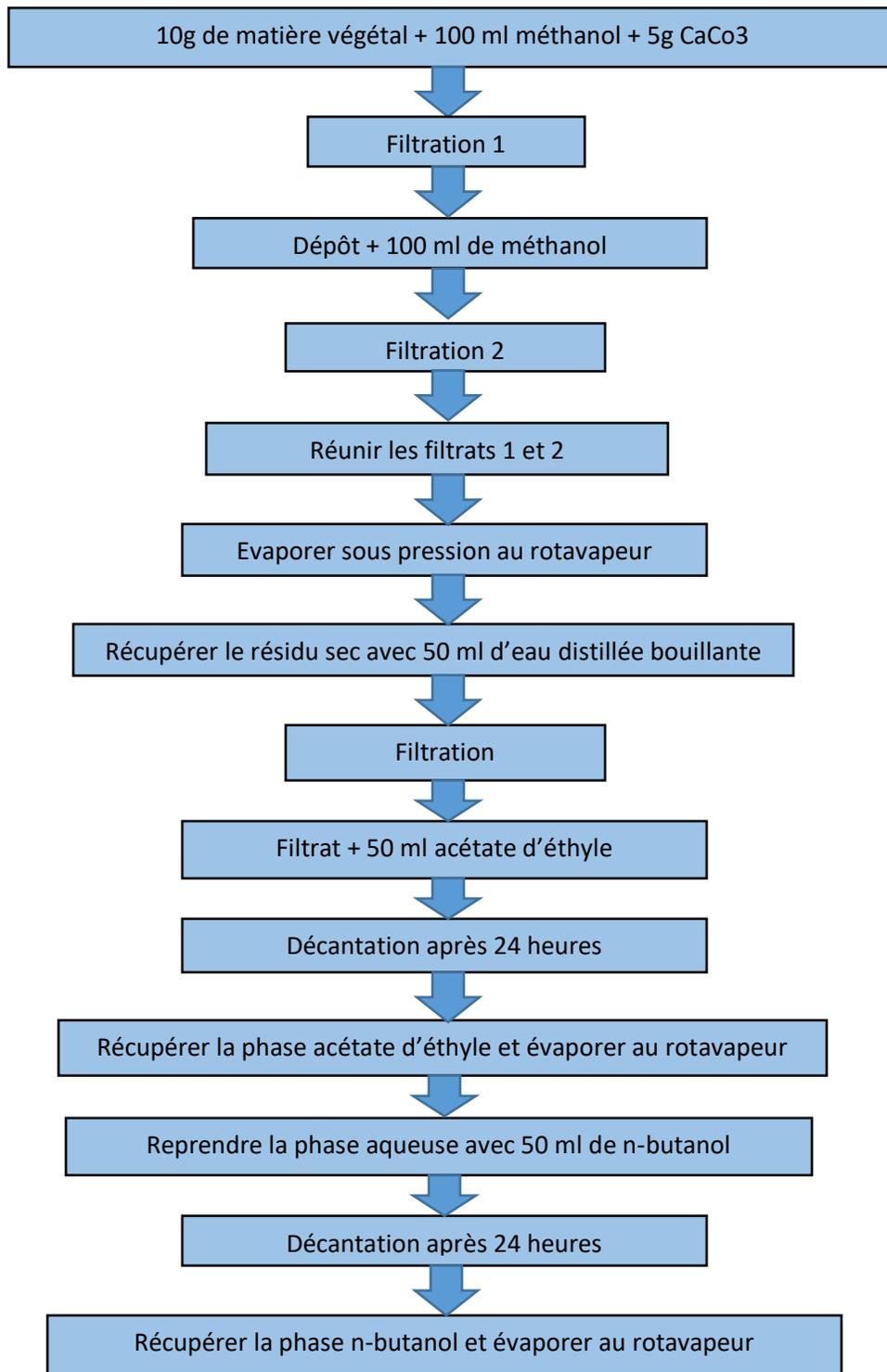


Figure 25 :Extraction des flavonoïdes (Dauguet et Foucher, 1982).

V.2 Extraction des tanins totaux

2.5g de poudre végétale sont ajoutés à 50 ml du mélange eau-acétone 35/15 (v/v), puis laisser macérer pendant 4 jours à froid (4°C). Après filtration et évaporation de l'acétone, la phase aqueuse est reprise dans 25 ml du dichlorométhane. La décantation des deux phases après 24 heures. La phase aqueuse est extraite par 50 ml d'acétate d'éthyle, puis est soumise à une évaporation à sec et enfin récupérée dans 3 ml de méthanol (**Bruneton, 1999**).

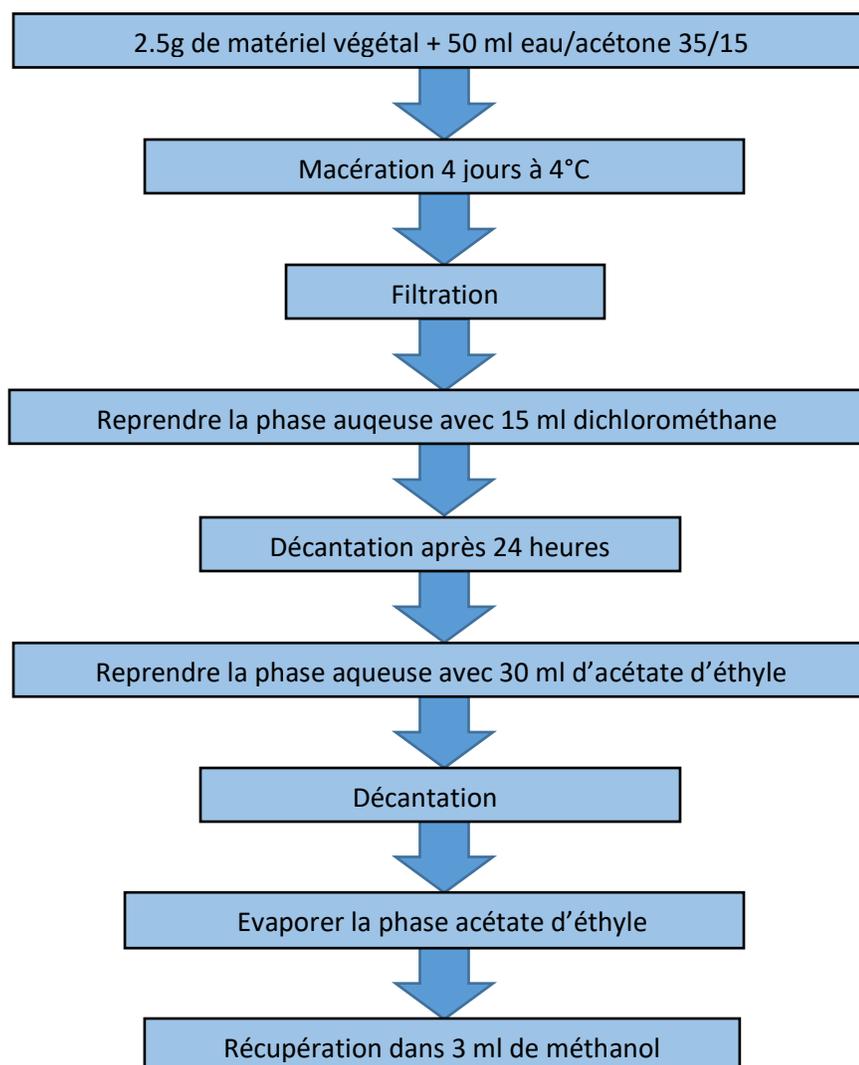


Figure 26 :Extraction des tanins totaux (**Bruneton, 1999**).

VI. Evaluation de l'activité antioxydante

Dans notre étude, la mise en évidence de l'activité antioxydante *in vitro* des extraits des deux plantes, a été réalisée par deux techniques colorimétriques

- Piégeage du radical libre DPPH.
- Test de la réduction du fer (FRAP).

VI.1 Méthode de piégeage du radical libre DPPH

❖ Principe

Pour évaluer l'activité antioxydante, nous avons utilisé la méthode du piégeage du radical libre DPPH (2,2- diphenyl-1-picrylhydrazyl) selon le protocole décrit par **Sanchez-moreno et al., (1998)**.

Le DPPH (2,2-Diphenyl-1-picrylhydrazyl) est le radical libre le plus stable. Il a une couleur violette. En présence d'un donneur d'hydrogène, le DPPH est réduit à la forme non radicalaire de couleur jaune. Conventionnellement une grande capacité de piégeage (réduction) des radicaux libres est considérée comme une grande activité anti-oxydante.

❖ Mode opératoire

- 50 µL de solution méthanolique d'extrait, à différentes concentrations, sont ajoutés à 1950 µL d'une solution méthanolique de DPPH à 0,0025 g/100mL. Un blanc a été préparé pour chaque solution qui contient 50 µL de l'extrait et 1950 µL de méthanol.
- Un contrôle négatif est préparé en mélangeant 50 µL de méthanol avec 1950 µL de la solution de DPPH utilisée.
- les tubes sont incubés pendant 30 min à l'obscurité et à température ambiante.
- La lecture s'effectue par un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 515 nm.

Les résultats sont exprimés selon la formule :

$$\% \text{ du DPPH} = (\text{DO Contrôle}(0) - \text{DO Echantillon}(t) / \text{DO Contrôle}(0)) \times 100$$

% du DPPH : pourcentage de réduction ou d'inhibition du DPPH.

DO Contrôle (0) : densité optique du contrôle à $t = 0$ min.

DO Echantillon (t) : densité optique de l'antioxydant à $t = 30$ min.

A partir de la variation du pourcentage de réduction de DPPH et en fonction de la concentration de l'extrait, on peut déterminer graphiquement l'IC50 qui est définie comme étant la concentration de l'antioxydant (l'extrait ou composé) nécessaire pour réduire ou inhiber 50% du DPPH.

VI.2 Méthode de la réduction du fer FRAP

❖ Principe

L'activité réductrice du fer de nos extraits est déterminée selon la méthode décrite par **Oyaizu, (1986)**, basée sur la réduction du Fe^{3+} présent dans le complexe $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$ en Fe^{2+} .

❖ Mode opératoire

- 500ml de chaque extrait à différentes concentrations est mélangé avec 1,25ml d'une solution tampon phosphate 0,2M (pH 6,6) et 1,25ml d'une solution de ferricyanure de potassium $\text{K}_3\text{Fe}(\text{CN})_6$ à 1%
- L'ensemble est ensuite incubé au bain marie à 50°C pendant 20min
- 1,25ml d'acide trichloroacétique à 10% sont ajoutés pour stopper la réaction
- Les tubes sont centrifugés à 3000rpm pendant 10min
- 1,25ml du surnageant sont mélangés à 1,25ml d'eau distillée et 0.25ml d'une solution de chlorure ferrique fraîchement préparée à 0,1%.
- La lecture de l'absorbance du milieu réactionnel se fait à 700nm contre un blanc semblablement préparé, en remplaçant l'extrait par de l'eau distillée.
- Le contrôle positif est représenté par une solution d'un antioxydant standard, dont l'absorbance a été mesuré dans les mêmes conditions que les échantillons(**Annexe E**).

Une augmentation de l'absorbance correspond à une augmentation du pouvoir réducteur des extraits testés (**Hubert, 2006**).

Résultats et discussion

I. Détermination du taux d'humidité

La détermination du taux d'humidité a été effectuée selon la méthode de **Audigié et al. (1980)**.

L'analyse du taux d'humidité des feuilles de *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius* a révélé un taux respectif de 66% et 63%, et à partir de ces valeurs on a déterminé le pourcentage de la matière sèche (MS) qui a été estimée à 34% pour les feuilles de *Prunus persica* L. et à 37% pour les feuilles de *Rubus ulmifolius*.

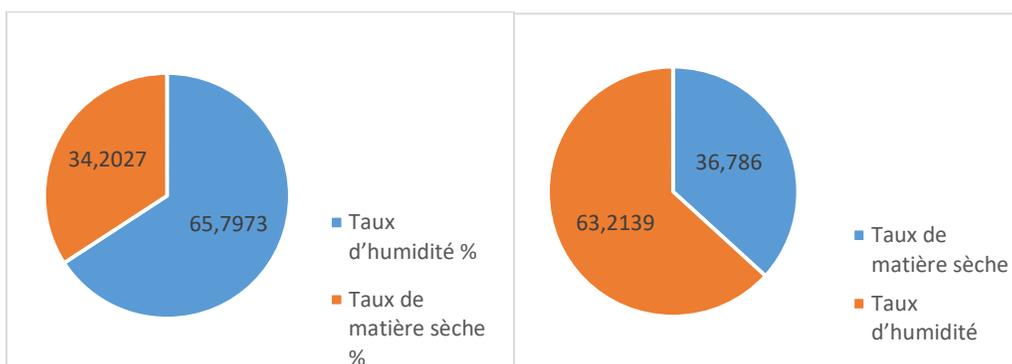


Figure 27 : Taux d'humidité des feuilles de *Prunus persica* L.

Figure 28 : Taux d'humidité des feuilles de *Rubus ulmifolius*.

II. Rendements des extraits bruts

L'extraction des composés phénolique par l'acétone aqueux (protocole 1) et par l'acétone/méthanol/ eau (protocole 2) des feuilles de *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius*, nous a permis de déterminer les rendements des extraits bruts (**Tableau 7**).

Tableau 7 : Rendements en (%) des extraits bruts des plantes étudiées.

Espèces végétales	Extrait	Rendement %
<i>Prunus persica</i> . L	Hydro acétonique	23.95
<i>Prunus persica</i> . L	Hydro acétométhanolique	25
<i>Rubus ulmifolius</i>	Hydro acétonique	33.65
<i>Rubus ulmifolius</i>	Hydro acétométhanolique	27.15

Résultats et discussion

Nous constatons que les extraits bruts obtenus de *Rubus ulmifolius* enregistrèrent les rendements les plus élevés 33.65 % pour l'extrait hydro-acétonique et 27.15 % pour l'extrait hydro-acétométhanologique. Ces rendements sont supérieurs à ceux obtenus par **Marhoun et Boulbtina. (2017)** avec des rendements de 20.67% pour l'extraction méthanologique et 12.92% pour l'extrait aqueux ou ceux de **Asnaashari et al. (2014)**, qui avaient obtenus des rendements de l'ordre de 15.43% et 11.87% respectivement pour les mêmes extractions.

Quant aux extraits de *Prunus persica* L, les résultats sont de 23.95 % et 25 % pour l'extraction hydro-acétonique et hydro-acétométhanologique respectivement. Ces résultats sont comparables à ceux de **Dhingra et al. (2014)** et **Benhamida. (2019)**, qui avaient rapporté un rendement respectif de 25.14% pour la fraction aqueuse et 15.90% pour l'extraction d'acétone/méthanol.

III. Teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés

III.1 Dosages des phénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux (PT), a été réalisé selon la méthode du réactif de Folin-Ciocalteu.

Tableau 8 : Teneurs en phénols totaux des extraits des feuilles de *Prunus persica*. L. et *Rubus ulmifolius*.

Espèces végétales	Extraits	Dosage mg EAG/g
<i>Prunus persica</i> . L	Hydro acétonique	285.29
<i>Prunus persica</i> . L	Hydro acétométhanologique	197.235
<i>Rubus ulmifolius</i>	Hydro acétonique	124.459
<i>Rubus ulmifolius</i>	Hydro acétométhanologique	132.972

Mg EAG/g MS : mg équivalent d'acide gallique/ g de la matière sèche.

Pour les 2 extraits de *Prunus persica*. L, nous avons constaté une variabilité des teneurs en phénols totaux. La teneur la plus élevée est égale à 285.29 mg EAG/g MS pour l'extrait hydro-acétonique suivie par l'extrait hydro-acétométhanologique avec 197.235 mg EAG/g MS. Ces résultats sont largement supérieurs à ceux rapportés par **Dhingra et al. (2014)** et **Benhamida. (2019)** qui ont trouvé la teneur la plus élevée dans la fraction acétate d'éthyle pour le fruit $87,47 \pm$

Résultats et discussion

0,2 mg EAG/g MS et $24,28 \pm 0,80$ mg EAG/g MS dans l'extrait méthanol/acétone pour les feuilles de pêche.

En troisième place, l'extrait hydro-acétométhanologique des feuilles de *Rubus ulmifolius* avec 132.972 mg EAG/g MS et en dernier l'extrait hydro-acétonique avec 124.459 mg EAG/g MS. Ces résultats sont supérieurs à ceux indiqués par **Asnaashari et al. (2014)**, dans l'extrait méthanolique des feuilles de *Rubus fruticosus* qui étaient de 108.64 mg GAE/g MS, mais ils sont presque 2 fois inférieurs par rapport aux résultats de **Marhoun et Boulbtina. (2017)**, $268.529 \pm 0,021$ mg GAE/g MS dans l'extrait aqueux des feuilles de *Rubus fruticosus*.

La différence du contenu en polyphénols des plantes étudiées, et des mêmes plantes dans une autre région, explique qu'il y a des facteurs influençant sur la présence, l'absence et la répartition des différents principes actifs comme, le climat, la nature du sol, l'eau et l'altitude (**Boughrara, 2016**).

III.2 Dosage des flavonoïdes

La teneur en flavonoïdes des feuilles de *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius* a été déterminée selon la méthode de trichlorure d'aluminium $AlCl_3$, et les résultats sont résumés dans le **(Tableau 9)**.

Tableau 9 : Teneurs en flavonoïdes des extraits des feuilles de *Prunus persica* L et *Rubus ulmifolius*.

Espèces végétales	Extraits	Dosage mg EC/g MS.
<i>Prunus persica</i> L	Hydro acétonique	119.561
<i>Prunus persica</i> L	Hydro acéto méthanologique	107.485
<i>Rubus ulmifolius</i>	Hydro acétonique	39.741
<i>Rubus ulmifolius</i>	Hydro acéto méthanologique	97.741

Mg EC/g : mg équivalent de catéchine/g de la matière sèche.

D'après les résultats obtenus, l'extrait hydro-acétonique a donné le meilleur résultat pour *Prunus persica* L. avec 119.561 mg EC/g MS, suivi par l'extrait hydro-acétométhanologique avec 107.485 mg EC/g MS. Ces concentrations sont supérieures à celle trouvées par **Dhingra et al. (2014)** 93.83 ± 1.61 mg EC/g MS pour l'extrait acétate d'éthyle du fruit de *Prunus persica* L.

Résultats et discussion

Inversement le *Rubus ulmifolius*, l'extrait hydro-acétométhanologique a montré le meilleur résultat 97.741 mg EC/g MS, puis l'extrait hydro-acétonique 39.741 mg EC/g MS. **Marhoun et Boulbtina.(2017)**, ont rapporté une teneur de $51,74 \pm 0,003$ mg EQ/g dans l'extrait aqueux des feuilles de *Rubus fruticosus*.

Ces différences peuvent être attribuées au type de culture, l'origine géographique, le degré de maturité et les conditions de stockage, mais aussi les protocoles d'extraction (**Chougui et al., 2013**).

III.3 Dosages des tanins condensés

Le dosage des tanins condensés des extraits des feuilles de *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius* a été réalisé selon la méthode de vanilline en milieu acide, et les résultats sont résumés dans le **(Tableau 10)**.

Tableau 10 : Teneurs en tanins condensés des extraits des feuilles de *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius*.

Espèces végétales	Extraits	Dosage mg EC/g MS.
<i>Prunus persica</i> L	Hydro acétonique	86.603
<i>Prunus persica</i> L	Hydro acétométhanologique	40.8411
<i>Rubus ulmifolius</i>	Hydro acétonique	70.453
<i>Rubus ulmifolius</i>	Hydro acétométhanologique	24.608

Mg EC/g : mg équivalent de catéchine/g de la matière sèche.

D'après le tableau nous constatons une variabilité des teneurs en tanins condensés pour les différents extraits des feuilles de *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius*.

L'extraction hydro-acétonique a donné la meilleure teneur en tanins condensés des feuilles de *Prunus persica* L. avec 86.603 mg EC/g MS et *Rubus ulmifolius* avec 70.453 mg EC/g MS. Quant à l'extrait Hydro-acétométhanologique les valeurs sont largement inférieures 40.841 mg EC/g MS pour le *Prunus* et 24.608 mg EC/g MS pour le *Rubus*.

Diverses études ont montré que le mélange acétone/eau (70/30) était le solvant approprié à l'extraction des composés phénolique notamment les tanins condensés (**Chavan et al., 2001 ; Macheix et al., 2005 ; Trabelsi et al., 2010**).

IV. Evaluation du pouvoir antioxydant

La mise en évidence du pouvoir antioxydant des extraits des plantes a été réalisée par deux techniques colorimétriques différentes *in vitro* : le piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl) et le pouvoir de réduction du fer FRAP : (Ferric reducing antioxydant power).

IV.1 Le piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl)

Le dosage du 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH) est couramment appliqué pour l'estimation de l'activité antioxydante des extraits de plantes (Pękal et Pyrzynska, 2015).

Les valeurs des densités optiques DO obtenues ont permis de calculer les pourcentages d'inhibitions et de tracer des courbes (Pourcentage d'inhibition en fonction des différentes concentrations).

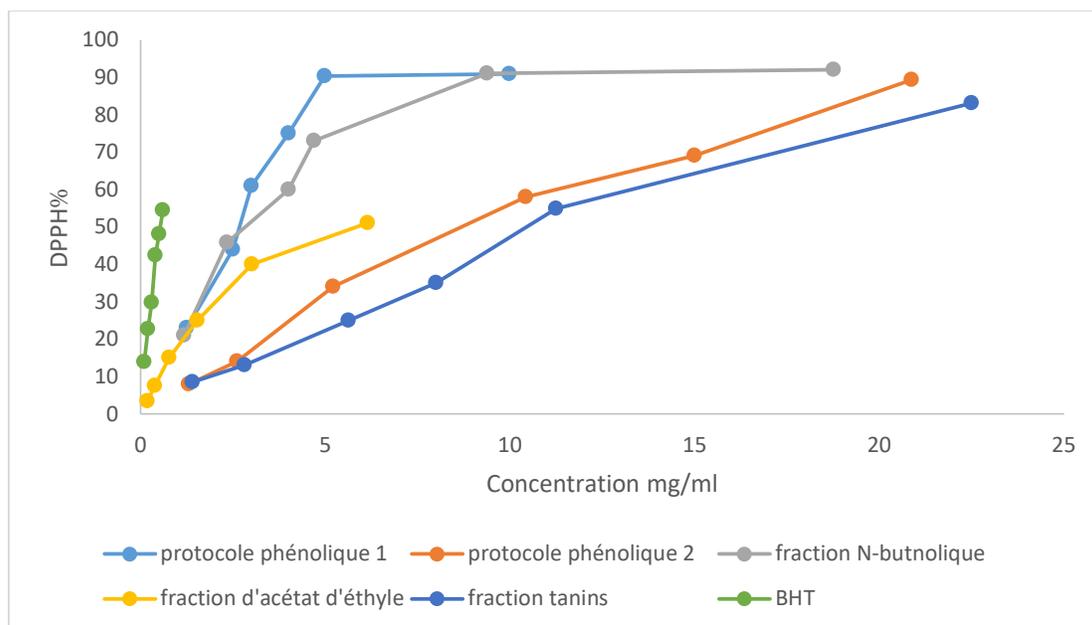


Figure 29 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des extraits des feuilles de *Prunus persica* L.

Résultats et discussion

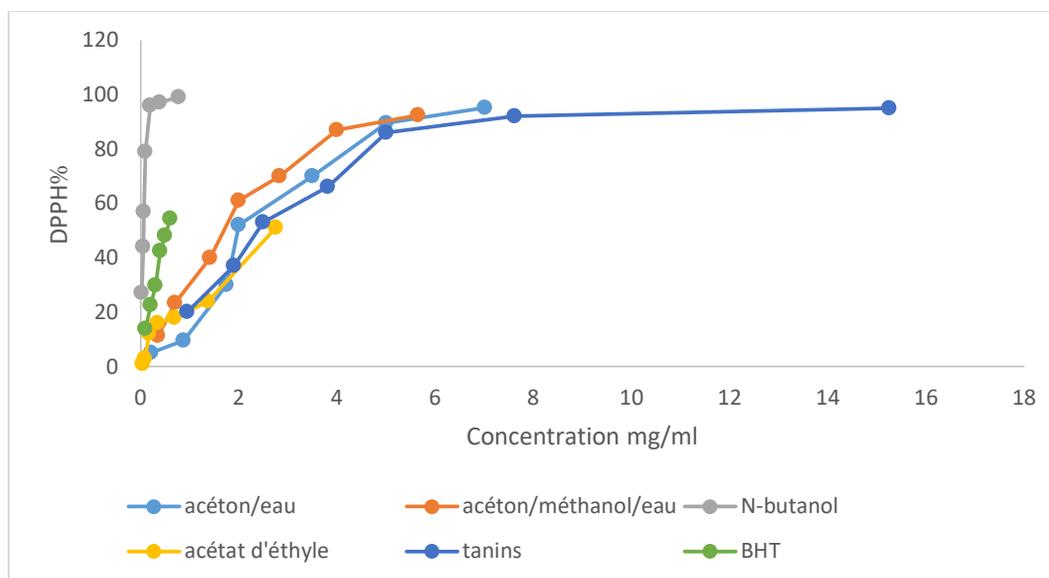


Figure 30 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des extraits des feuilles de *Rubus ulmifolius*.

Afin de comparer l'activité antioxydante des extraits des feuilles de *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius*, testée par la méthode de piégeage du radical libre DPPH, nous avons calculé la concentration IC_{50} qui représente 50% d'inhibition du radical libre DPPH.

Tableau 11 : Valeurs des IC_{50} des extraits des feuilles de *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius*.

Extraction	DPPH IC_{50} (mg /ml)	
	<i>Rubus ulmifolius</i>	<i>Prunus persica</i> L.
Hydro acétonique	1.892	2.3802
Hydro acétométhanolique	1.535	7.279
FLV n-b	0.046	2.869
FLV ac	2.734	5.349
Fraction des tanins	2.196	11.0231
BHT	0.5694	0.5694

FLV n-b : Flavonoïdes fraction n-butanol, FLV ac : Flavonoïdes fraction acétate d'éthyle, BHT : butylhydroxytoluène,

IC_{50} : la concentration inhibitrice à 50%.

Résultats et discussion

Selon le tableau nous constatons que la fraction n-butanol de *Rubus ulmifolius* avec une IC_{50} égale à 0.046 mg/ml présente une forte activité inhibitrice de DPPH, meilleure que celle du contrôle BHT dont l' IC_{50} est égale à 0.5694 mg/ml. Une activité similaire a été rapportée par **Meziti. (2017)** avec une IC_{50} de 0.016 mg/ml dans l'extrait méthanolique des tiges et feuilles de *Rubus ulmifolius*, et une IC_{50} de 0.014 mg/ml de l'extrait méthanolique des feuilles de *Rubus fruticosus*. Concernant *Prunus persica* L. l'extrait hydro acétonique a montré la meilleure activité inhibitrice avec une IC_{50} égale à 2.3802 mg/ml, par contre **Christabel et al. (2012)** et **Dhingra et al. (2014)**, ont rapporté que la fraction d'acétate d'éthyle présente une forte activité inhibitrice avec IC_{50} égale à 0.29 mg/ml et 0.184 mg/ml respectivement.

D'après les valeurs des IC_{50} , on peut classer selon l'efficacité des extraits des feuilles de *Rubus ulmifolius* comme suit :

La fraction n-butanol des flavonoïdes suivi par le standard BHT, l'extrait hydro-acétométhanologique suivie par hydro-acétonique puis l'extrait des tanins et en dernier la fraction acétate d'éthyle des flavonoïdes.

D'après les valeurs des IC_{50} , on remarque que le classement de l'efficacité des extraits des feuilles de *Prunus persica* L. est le suivant :

Le standard BHT suivi de l'extrait hydro-acétonique, la fraction n-butanol et acétate d'éthyle des flavonoïdes suivie de l'extrait hydro-acétométhanologique et en dernier la fraction des tanins.

Les extraits sont formés par plusieurs composés, avec différents groupements fonctionnels, polarités et comportements chimiques. Cette complexité chimique des extraits pourraient mener à des résultats dispersés selon l'essai utilisé (**Ozturk et al., 2007**).

IV.2 La réduction du Fer : FRAP (Ferric reducing antioxydant power)

La technique FRAP est considéré comme une méthode directe et rapide qui permet de mesurer la réduction du Fe^{3+} (fer ferrique) en Fe^{2+} (fer ferreux) en présence d'antioxydants. Cette réduction est rapide avec tous les réducteurs ayant des potentiels de la demi réaction de réduction supérieur à celui du couple Fe^{3+}/Fe^{2+} (**Olszowy et widowicz, 2016**).

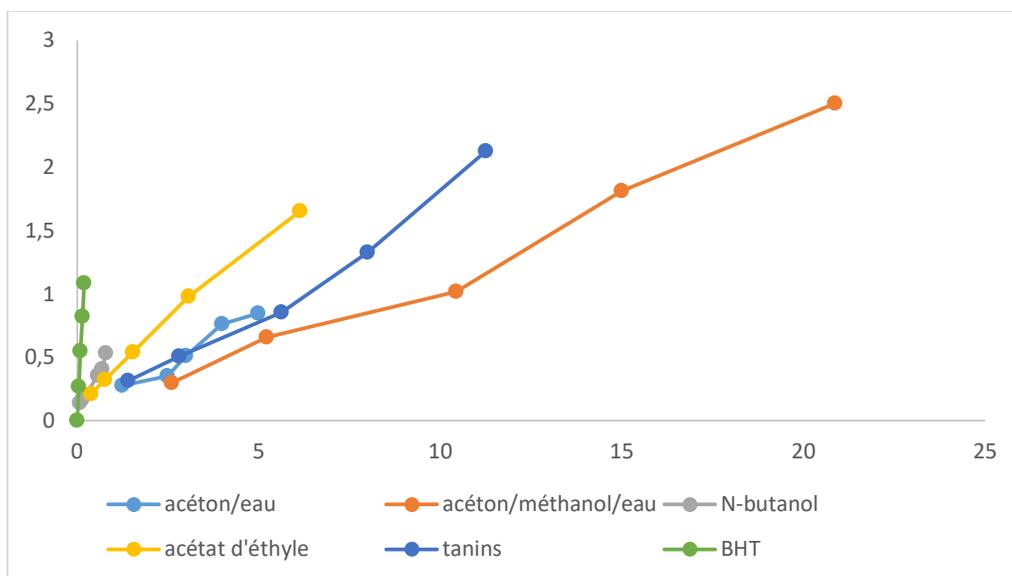


Figure 31 : Pouvoir réducteur du fer des extraits des feuilles de *Prunus persica* L.

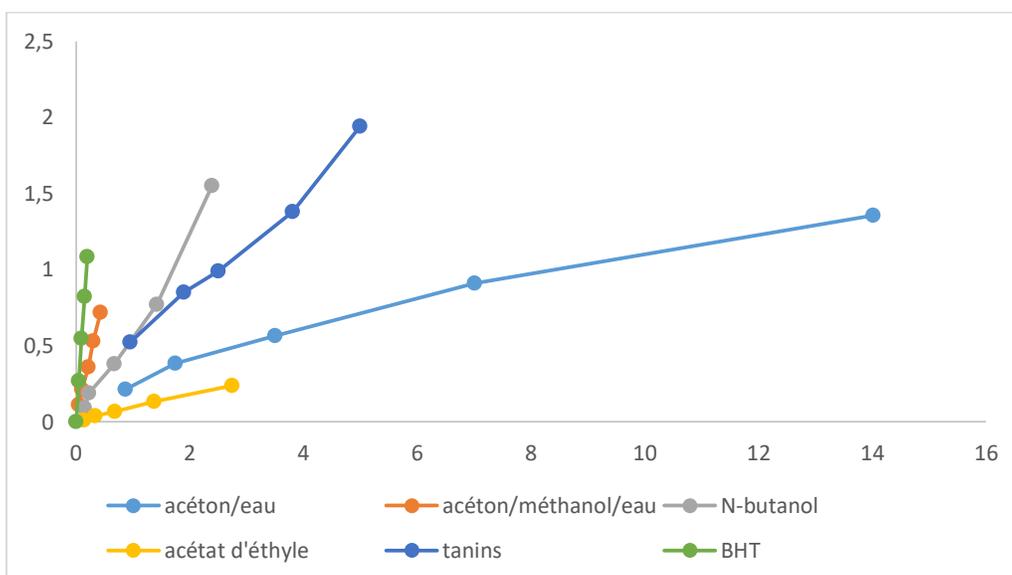


Figure 32 : Pouvoir réducteur du fer des extraits des feuilles de *Rubus ulmifolius*.

Afin de comparer l'activité antioxydante des extraits des feuilles de *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius*, déterminée par la méthode de FRAP, nous avons calculé la concentration d'EC₅₀ et résumé dans le tableau 12.

Résultats et discussion

Tableau 12 : Valeurs des EC₅₀ des extraits des feuilles de *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius*.

Extraction	FRAP EC ₅₀ (mg /ml)	
	<i>Rubus ulmifolius</i>	<i>Prunus persica</i> L
Hydro acétonique	3,2209	2,852
Hydro acétométhanolique	2,927	3,8
FLV n-b	0,295	0,826
FLV ac	5,744	1,42
Fraction des tanins	0,669	2,622
BHT	0.0917	0.0917

FLV n-b : Flavonoïdes fraction n-butanol, FLV ac : Flavonoïdes fraction acétate d'éthyle,

BHT :butylhydroxytoluène, EC₅₀ : Efficient concentration 50.

D'après les résultats résumés dans le tableau, fraction n-butanol a donné le meilleur pouvoir réducteur ferrique dans les deux espèces végétales, à l'ordre 0.295 mg/ml et 0,826 mg/ml pour *Rubus ulmifolius* et *Prunus persica* L. Ces résultats sont en accord avec ceux trouvés par **Benmehdi et al. (2017)**, qui confirment que les fractions de n-butanol et d'acétate d'éthyle des fruits de *Prunus persica* L. ont un pouvoir réducteur ferrique prononcé.

D'après les valeurs d'EC₅₀, on remarque que le classement de l'efficacité des extraits des feuilles de *Prunus persica* L. est le suivant :

Le standard de BHT suivie par l'extrait de la fraction n-butanol après la fraction d'acétate d'éthyle suivie par l'extrait de fraction des tanins puis l'extrait hydro-acétonique et finalement l'extrait hydro-acétométhanolique.

D'après les valeurs d'EC₅₀, on remarque que le classement de l'efficacité des extraits des feuilles de *Rubus ulmifolius*, est le suivant :

Le standard de BHT suivie par la fraction n-butanol après la fraction des tanins suivie par l'extrait hydro-acétométhanolique puis l'extrait hydro-acétonique et finalement la fraction d'acétate d'éthyle.

Résultats et discussion

Plusieurs études indiquées que les composés phénoliques et plus particulièrement les flavonoïdes sont des antioxydants très puissants. L'activité antioxydante des extraits de plantes a été jugée assez élevée quand ils sont riches en composés phénoliques (**Cakir et al., 2003 ; Meziti, 2017**).

Les tanins condensés, présents d'une façon ubiquitaire dans les plantes sont dotés d'une activité antioxydante (**Zhang et al., 2008**).

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

L'étude de la médecine traditionnelle et du traitement par les plantes est particulièrement intéressante dans l'Algérie. Le *Prunus persica* L. et le *Rubus ulmifolius* sont des plantes médicinales utilisées pour ses propriétés thérapeutiques. De nombreuses études scientifiques relatent les effets bénéfiques des plantes, parfois même supérieurs aux médicaments chimiques qui provoquent souvent des effets secondaires néfastes, contrairement aux phytomédicaments qui ne présentent quasi pas d'effets secondaires si utilisés avec précaution et la production des plantes est très peu polluante contrairement aux médicaments chimiques.

La présente étude a porté sur *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius*, qui appartiennent à la famille des Rosaceae, dans le cadre de l'extraction et la quantification des métabolites secondaires, ainsi que la détermination de leur activité antioxydante par deux méthodes complémentaires.

Les rendements des extraits bruts hydro-acétonique et hydro-acétométhanologique des feuilles de *Rubus ulmifolius*, sont 33.65 % et 27.15 %, et l'extraction hydro-acétonique et hydro-acétométhanologique des feuilles de *Prunus persica* L. sont à 23.95 % et 25 %.

Les dosages des phénols totaux de l'extrait hydro-acétonique a révélé des teneurs très élevées dans les feuilles de *Prunus persica* L. (285.29 mg EAG/g MS) et (197.235 mg EAG/g MS) pour l'extrait hydro-acétométhanologique. Des teneurs considérables ont été révélées dans l'extrait hydro-acétométhanologique des feuilles de *Rubus ulmifolius* (132.972 mg EAG/g MS), alors qu'une moindre teneur a été enregistré dans l'extrait hydro-acétonique (124.459 mg EAG/g MS).

D'autre part, le dosage des flavonoïdes a présenté une teneur comparable dans les extraits bruts de *Prunus persica* L. avec (119.561 et 107.485 mg EC/g MS). Les teneurs sont modérées dans le *Rubus ulmifolius*, avec (97.741 mg EC/g MS) pour l'extrait hydro-acétométhanologique et (39.741 mg EC/g MS) pour l'extrait hydro-acétonique.

Aussi, le dosage des tanins ont montré que l'extraction hydro-acétonique a indiqué les meilleurs teneurs de l'ordre de (86.603 mg EC/g MS) *Prunus persica* L. et (70.453 mg EC/g MS) *Rubus ulmifolius*.

L'évaluation de l'activité antioxydante par la méthode de piégeage du radical libre DPPH et la réduction du fer (FRAP) des extraits bruts, des fractions acétate d'éthyle, n-butanolique et tanins

Conclusion et perspectives

correspondant aux feuilles *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius* a montré que tous nos extraits ont des réponses inhibitrices à différents niveaux pour piéger les radicaux libre et réduire le fer. Les résultats de la méthode de piégeage du radical libre DPPH montre que la fraction n-butanolique des flavonoïdes de *Rubus ulmifolius* à le pouvoir piégeur le plus puissant ($IC_{50}=0.046$ mg/ml) meilleur que celui de l'antioxydant de synthèse BHT avec pouvoir de 0.5694 mg/ml .

L'étude de l'activité antioxydante par la méthode de réduction du fer a révélé que la fraction n-butanolique a le meilleur potentiel à réduire le fer dans les deux espèces végétales, de l'ordre de (0.295 mg/ml) *Rubus ulmifolius* et(0,826 mg/ml) *Prunus persica* L par apport au BHT qui présente potentiel à réduire le fer de 0.0917 mg/ml.

En conclusion et compte tenu des résultats obtenus, il semblerait que *Prunus persica* L. et *Rubus ulmifolius* soient riches en métabolite secondaires. Ces derniers sont responsables de la capacité antioxydante.

Prunus persica L. et *Rubus ulmifolius* peuvent être utilisés en industrie alimentaire comme des additifs naturelle ou bien dans la pharmacutique et même cosmétique et peuvent servir dans la prévention et le traitement des maladies.

Comme perspectives il serait judicieux d'effectuer d'autres études, telles que :

- Compléter le présent travail par la purification et l'identification des principes actifs en utilisant des techniques chromatographiques.
- Evaluer d'autres activités biologiques des deux espèces végétales à savoir l'activité antiinflammatoire, l'activité antidiabétique et l'activité antioxydante *in vivo*.

Références bibliographiques

A

Abdallah I.I., Quax W.J. (2017). A Glimpse into the Biosynthesis of Terpenoids. In NRLS Conference Proceedings, International Conference on Natural Resources and Life Sciences (2016). *KnE Life Sciences*. Pp: 81–98.

Abotaleb M., Samuel S., Varghese E., Varghese S., Kubatka P., Liskova A. Büsselberg D. (2019). Flavonoids in cancer and apoptosis. *Cancers*. 11(1): 13-28.

Ahmad M., Masood S., Sultana S., Hadda T.B., Bader A., Zafar M. (2015). Antioxidant and nutraceutical value of wild medicinal Rubus berries. *Pakistan journal of pharmaceutical sciences*. 28(1): 241-247.

Akkari H., Hajaji S., B'chir F., Rekik M., Gharbi M. (2016). Correlation of polyphenolic content with radical-scavenging capacity and anthelmintic effects of *Rubus ulmifolius* (Rosaceae) against *Haemonchus contortus*. *Veterinary Parasitology*. 221: 46-53.

Akhtar K., Ali Shah S.W., Shah A.A., Shoaib M., Haleem S.K., Sultana N. (2017). Pharmacological effect of *Rubus ulmifolius* Schott as antihyperglycemic and antihyperlipidemic on streptozotocin (STZ)-induced albino mice. *Applied Biological Chemistry*. 60(4): 411-418.

Asnaashari M., Tajik R., Khodaparast M.H.H. (2014). Antioxidant activity of raspberry (*Rubus fruticosus*) leaves extract and its effect on oxidative stability of sunflower oil. *Journal of Food Science and Technology*. 52(8): 5180–5187.

Audigie C.L., Figarelle J., Zons Z. (1980). manipulation d'analyses biochimiques Ed. Doin Paris. Pp : 88-97.

B

Bandeira R.V., Melai B., Cioni P., Flamini G., Pistelli L. (2016). Aroma profile of *Rubus ulmifolius* flowers and fruits during different ontogenetic phases. *Chemistry & biodiversity*. 13(12): 1776-1784.

Baratli Y. (2015). Etude de la toxicité des nanoparticules d'oxyde de fer (Fe₃O₄) chez le rat : analyses mitochondriales et du stress oxydant. Thèses. Université de Strasbourg. Pp : 37-39.

Bassi D., Mignani I., Spinardi A., Tura D. (2015). Peach (*Prunus persica* (L.) Batsch). *Nutritional Composition of Fruit Cultivars*. Pp: 535-571.

Baudin B. (2020). Marqueurs d'oxydation des acides nucléiques. *Revue Francophone des Laboratoires*. (522):56-61.

Bayart M. (2019). Élaboration et caractérisation de biocomposites à base d'acide polylactique et de fibres de lin: compatibilisation interfaciale par dépôt de revêtements à base d'époxy, de dioxyde de titane, de lignine ou de tanin.

Références bibliographiques

Belhadj F., Somrani I., Aissaoui N., Messaoud C., Boussaid M., Marzouki M.N. (2016). Bioactive compounds contents, antioxidant and antimicrobial activities during ripening of *Prunus persica* L. varieties from the North West of Tunisia. *Food chemistry*. 204: 29-36.

Benhamida F. (2019). Contribution à l'étude phytochimique et l'activité antioxydant d'une plante médicinale *Prunus persica* L de région de Nedroma. Mémoire Science Biologique. Université de bou Bek Belkaide.

Benmehdi H., Fellah K., Amrouche A., Memmou F., Malainine H., Dalile H., Slata W. (2017). Phytochemical Study, Antioxidant activity and Kinetic Behaviour of Flavonoids Fractions Isolated from *Prunus persica* L. Leaves. *Asian Journal of Chemistry*. 29(1): 13-18.

Bennamara F.Z. (2017). Stress oxydant Et pathologies humaines. Thèses. Pharmacie Université Mohammed. Pp : 16-18.

Bensakhria A. (2018). Toxicologie Générale-Le Stress Oxydatif. Pp : 70-89.

Benslama A. (2020). Etude phytochimique et activités antioxydante et hépatoprotectrice des extraits de *Thymus pallidus*. pp: 17.

Bento C., Gonçalves A.C., Silva B., Silva L.R. (2020). Peach (*Prunus Persica*): Phytochemicals and Health Benefits. *Food Reviews International*. Pp: 1-32.

Bhat F.A., Shafi S., Hilal N., Bhat S.A., Rafiqee A. (2020). Apoptotic Effects of *Prunus persica* (L) Batsch Leaves against Breast Cancer Cell Line (MDA-MB-231) and Cervical Cancer Cell Line (HeLa) In Vitro. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*. 10 (4): 25-30.

Blois M.S., (1958). Antioxidant determinations by the use of a stable free radical. *Nature*, 181(4617): 1199-1200.

Bougandoura N, Bendimerad N. (2013). Evaluation de l'activité antioxydante des extraits aqueux et méthanolique de *Satureja calamintha ssp. Nepeta* (L.) Briq .p :14-16.

Boughrara B. (2016). Inventaire et étude ethnobotanique et chimique des plantes à intérêts thérapeutique et nutritif du Parc national El- kala. THESE. Doctorat en Sciences Option: phytochimie ANNABA-MOKHTAR BADJI. Pp : 118-120.

Bounedjah O. (2014). Mécanismes d'assemblage des granules de stress dans des conditions de stress oxydatif et osmotique. Thèses

Bouزيد W., Yahia M., Abdeddaim M., Aberkane M.C., Ayachi A. (2011). Évaluation de l'activité antioxydante et antimicrobienne des extraits de l'aubépine monogyne. *Lebanese Science Journal*. 12(1): 59-69.

C

Cakir A., Mavi A., Yildirim A., Duru M.E., Harmandar M., Kazaz C. (2003). Isolation and characterization of antioxidant phenolic compounds from the aerial parts of *Hypericum hyssopifolium* L. by activity-guided fractionation. *J. Ethnopharmacol*. 87(1): 73-83.

Références bibliographiques

- Călinoiu L., Vodnar D. (2018).** Whole grains and phenolic acids: A review on bioactivity, functionality, health benefits and bioavailability. *Nutrients*. 10(11): 1615-1624.
- Carriere A., Galinier A., Fernadez Y., Carmona M.C., Penicaud L., Casteilla L. (2006).** Les espèces actives de l'oxygène : le yin et le yang de la mitochondrie. *Med. Sci.*22: 47-53.
- Chentir I., Nasr M. (2020).** Composés bioactifs Structure unique, fonctionnalités multiples : La phycocyanine en biotechnologie. *Nutr. Santé*. 09(01): 28-42.
- Chavan U.D., Shahidi F., Nacz M. (2001).** Extraction of condensed tannins from beach pea (*Lathyrus maritimus* L.) as affected by different solvents. *Food Chemistry*. 75(4): 509-512.
- Cheyrier V., Comte G., Davies K.M., Lattanzio V., Martens S. (2013).** Plant phenolics: Recent advances on their biosynthesis, genetics, and ecophysiology. *Plant Physiology and Biochemistry*. 72: 1-20.
- Christabel P.H., Nishaa S., Vishnupriya M., Sasikumar J., Gopalakrishnan G. World J Pharm Res. 5 (2012).** Pp: 1371-1386.
- Cowan M.M. (1999).** Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbial*. 12(4): 564-582.
- Cuvelier M.E., Maillard M.N. (2007).**Revue: Comment évaluer l'efficacité des antioxydants alimentaires ?. *Science des Aliments*. 27, 259-282.
- D**
- Da Conceição A.O. (2010).** Effet d'extraits de plantes médicinales sur la différenciation cellulaire et le transport du calcium par les cellules syncytiotrophoblaste-like humaines. Pp: 59-63.
- De la Rosa L.A., Moreno-Escamilla J.O., Rodrigo-García J., Alvarez-Parrilla E. (2019).** Phenolic Compounds. Postharvest Physiology and Biochemistry of Fruits and Vegetables. pp: 253–271.
- Dhingra N., Sharma R., Kar A. (2014).** Towards further understanding on the antioxidative activities of *Prunus persica* fruit: A comparative study with four different fractions. *Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy*. 132: 582–587.
- Djeridane A., Yousfi M., Nadjemi B., Boutassouna D., Stocker P., Vidal N. (2006).** Antioxydant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds. *Food Chemistry*. 97(4):654-660.
- Dong-chan K., Seong-hwan R., Dongjin K., Sung I., Chul-soo J., Jae K., Byung W., Chang O., Hyun-kyung K., Suk J.(2013).** Coumarin, a Lead Compound of Warfarin, Inhibits

Références bibliographiques

Melanogenesis via Blocking Adenylyl Cyclase. *American Journal of Biomedical Research*. 1(3): 43-47.

D'Oro A. (2016). LES ALLERGIES, Partie 2: Contrôler les facteurs déclenchant et renforcer son immunité. Pp : 6.

Ďuračková Z., Gvozdjaková A. (2008). Oxidants, Antioxidants and Oxidative Stress. *Mitochondrial Medicine*. Pp: 19-54.

Dzoyem J.P., Tshikalange E., Kuete V. (2013). Medicinal Plants Market and Industry in Africa. *Medicinal Plant Research in Africa*. pp: 859-890.

E

Esseid C. León F. Mosset P. Benayache S. Marchioni E. Brouard I. Benayache F. (2020). Coumarins and other constituents from *Deverrabattandieri*. *Phytochemistry Letters*. 42: 1-5.

Evans K.J., Symon D.E., Whalen M.A., Hosking J.R., Barket R.M., Oliver J.A. (2007). Systematics of the *Rubus fruticosus* aggregate (Rosaceae) and other exotic *Rubus* taxa in Australia. *Australian Systematic Botany*. 20:187-251.

F

Fadel F., Fattouch S., Tahrouch S., Lahmar R., Benddou A., Hatimi A. (2011). The phenolic compounds of *Ceratonia siliqua* pulps and seeds (Les composés phénoliques des pulpes et des graines de *Ceratonia siliqua*). *Journal of Materials and Environmental Science*. 2: 285-292.

Fahed L. (2016). Diversité chimique et potentiel antimicrobien d'huiles essentielles de plantes libanaises. Thèse de doctorat. Ecole Doctorale Sciences de la Nature et de l'Homme. Pp : 35-36.

Ferrez Y., Bornand C. (2019). Nouvelles observations de taxons de *Rubus* (sous-genre *Rubus*) dans le canton de Vaud. *Bulletin du Cercle vaudois de botanique*. 48: 125-140.

Ferrez Y., Royer J.M. (2016). Identification de dix espèces communes de *Rubus* du nord-est de la France. *Les Nouvelles Archives de la Flore jurassienne et du nord-est de la France*. 13: 126-127.

G

Ghedira K. (2005). Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie*. 3(4) : 162-169.

Goźdźnik-Debicka M., Przychodzen P., Cappello F., Kuban-Jankowska A., Marino Gammazza A., Knap N., Gorska-Ponikowska M. (2018). Potential health benefits of olive oil and plant polyphenols. *International journal of molecular sciences*. 19(3): 686.

Graham J B., Eric J. (2011). Oxidative stress. *Best practice & research Clinical obstetrics & gynaecology*. 25(3): 287-299.

Références bibliographiques

Guillouty A. (2016). Plantes médicinales et antioxydants. Doctoral dissertation, Université Toulouse III-Paul Sabatier. Pp : 14-15.

H

Harboul A. (2019). L'INTÉRÊT DES OLIGOÉLÉMENTS EN DERMATOLOGIE PÉDIATRIQUE. Thèses. Pp: 5.

Hephzibah P., Christabel V.K. (2013). Enzyme inhibitors from *Prunus persica* (L.) batsch: An alternate approach to treat diabetes.

Hokayem M., Bisbal C., Lambert K., Avignon A. (2012). Quelle place pour les antioxydants dans la prévention du diabète de type 2. *Medecine des Maladies Metaboliques*. 6(4) :327-331.

HUBERT J. (2006). Caractérisation biochimique et propriétés biologiques des micronutriments du germe de soja. Étude des voies de sa valorisation en nutrition et santé humaines. Thèse Doc. Qual. et Séc. des Alim., Inst. Nat. Poly., Toulouse. Pp : 174.

J

Jimoh F.O., Adedapo A.A., Afolayan A.J. (2010). Comparison of the nutritional value and biological activities of the acetone, methanol and water extracts of the leaves of *Solanum nigrum* and *Leonotis leonorus*. *Food and Chemical Toxicology*.48(3): 964–971.

Julkunen-Titto R. (1985). Phenolic constituents in the leaves of Northern Willows methods for the analysis of certain phenolics. *Journal of agricultural and Food Chemistry*. 33: 213-217.

K

Kalla A. (2012). Etude et valorisation des principes actifs de quelques plantes du sud algérien : *Pituranthos scoparius*, *Rantherium adpressum* et *Traganum nudatum*. Thèses. Phytochimie université de Mentouri Costantine.

Kant R., Shukla R.K., Shukla A. (2018). A Review on Peach (*Prunuspersica*): An Asset of Medicinal Phytochemicals. *International Journal for Research in Applied Science and Engineering Technology*. 6(1) : 2186-2199.

Kfoury M. (2015). Préparation, caractérisation physicochimique et évaluation des propriétés biologiques de complexes d'inclusion à base de cyclodextrines : applications à des principes actifs de type phénylpropanoïdes. Thèse de doctorat. Université du Littoral Côte d'Opale. Pp : 5-7.

Kumar N., Chaudhary A. (2017). Pharmacognostic and phytochemical evaluation of *Prunus persica* (L.). *Research and Development Pharmacy & Life Science*. 6(6) : 2806-2812

L

Lacheraf A., Debih A. (2019). Etude de l'activité biologique et inhibitrice de la corrosion des extraits de deux plantes médicinales.

Références bibliographiques

Laguna O. (2019). Valorisation des composés phénoliques de colza et de tournesol : du fractionnement des matières premières à la synthèse de molécules multifonctionnelles. Pp : 34.

Lahouel M., Boulkour S., Segueni N., Fillastre J.P. (2004). Effet protecteur des flavonoïdes contre la toxicité de la vinblastine, du cyclophosphamide et du paracétamol par inhibition de la peroxydation lipidique et augmentation du glutathion hépatique. *Pathologie Biologie*. 52(6) : 314-322.

Legrand G. (2015). Contribution à la caractérisation du métabolisme des acides chlorogénique chez la chicorée : approches biochimique et moléculaire. Pp : 35-37.

Leroy P. (2016). Les composants du stress oxydant et les radicaux libres. *Hegel*. 2: 218-219.

Li C., Wang M H. (2011). Antioxidant Activity of Peach Blossom Extracts. *Journal of the Korean Society for Applied Biological Chemistry*. 54(1): 46-53.

M

Macheix J.J., Fleuriet A., Jay-Allemand C. (2005). Les composés phénoliques des végétaux, un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. 1ere Edition, Presses Polytechniques et Universitaires Romandes, Lausanne. Chapitre 1, pp 33.

Madkour L.H. (2020). Oxidative stress and oxidative damage-induced cell death. Reactive Oxygen Species (ROS), Nanoparticles, and Endoplasmic Reticulum (ER) Stress-Induced Cell Death Mechanisms. Pp: 175-197.

Magali M. (2013). ORIGINE ET CONSÉQUENCES DU STRESS OXYDANT. Thèses.

Manolaraki F. (2011). Propriétés anthelminthiques du sainfoin (*Onobrychis viciifoliae*) : Analyse des facteurs de variations et du rôle des composés phénoliques impliqués. Thèses.

Manzoor M., Anwar F., Mahmood Z., Rashid U., Ashraf M. (2012). Variation in Minerals, Phenolics, Antioxidant Activity of Peel, and Pulp of Different Varieties of Peach (*Prunus persica* L.) Fruit from Pakistan. *Molecules*. 17(6): 6491–6506.

Marhoune N., Boulebtina F. (2017). Extraction des polyphénols ou des flavonoïdes des feuilles de mures sauvages (*Rubus fruticosus*) par méthanol dans un milieu aqueux Test de tolérance au glucose et activité anti-oxydantes. Pp : 57-59.

Masson S., Mesléard F., Dutoit T. (2014). "Impacts de différents régimes de perturbations et niveaux de ressource hydrique pour contrôler une espèce proliférante dans un écosystème pseudo-steppique : le cas de *Rubus ulmifolius* Schott. Dans la plaine de la Crau (Bouches-du-Rhône, France)." *Acta botanica gallica*. 161(3): 261-275.

Matou M. (2019). Composition et propriétés biologique d'extraits de *Phyllanthus amarus* schumacher & Thonning utilisés en médecine traditionnelle aux Antilles. Thèses.

Références bibliographiques

Maurent K. (2017). Synthèse de composés phénoliques de type diarylheptanoïde, évaluation de leurs propriétés antioxydantes et anti-inflammatoires. Thèse de Doctorat Chimie organique, Université Paul Sabatier de Toulouse.

Migdal C., Serres M. (2011). Espèces réactives de l'oxygène et stress oxydant. *Médecine sciences.* 27(4) :405-412.

Mimouni I, (2020). Le processus oxydatif et les antioxydants en pathologie humaine. Thèses. Pp: 107.

Mishra B.B., Tiwari V. (2011). Natural products: An evolving role in future drug discovery. *European Journal of Medicinal Chemistry.* 46(10): 4769-4807.

Mohammedi Z. (2013). Etude Phytochimique et Activités Biologiques de quelques Plantes médicinales de la Région Nord et Sud-Ouest de l'Algérie. Thèse de Doctorat, Université Abou bekr belkaid.

Mongens M. (2013). Origine et conséquences du stress oxydant. Thèses. ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE D'ALFORT. Pp : 11-14.

Muanda F.N. (2010). Identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques. Thèse de doctorat en Chimie organique. Ecole doctorale SESAMES Université Paul Verlaine-Metz. 294.

N

Niaz A., Shaoib M., Shah S.W.A, Shahand I., Shuaib M. (2017). Pharmacological profile of the aerial parts of *Rubus ulmifolius* Schott. *BMC complementary and alternative medicine.* 17(1):1-7.

O

Okoye T.C., Uzor P.F., Onyeto C.A., Okereke E.K. (2014). Safe African Medicinal Plants for Clinical Studies. *Toxicological Survey of African Medicinal Plants.* Pp: 535-555.

Opara E.S. (2002). Oxidative stress, micronutriments, diabetes mellitus and its complications. *J of the Royal Soc for the promotion of Health.* 122 : 28-34.

Olszowy M., Dawidowicz A.L. (2016). Essential oils as antioxidants: their evaluation by DPPH, ABTS, FRAP, CUPRAC, and β -carotene bleaching methods. *Monatshefte Für Chemie - Chemical Monthly.* 147(12): 2083–2091.

Oubane F. (2017). Les radicaux libres et complication cutanées. Thèses université Mohammed Rabat. Pp : 21-26.

OYAIZU M. (1986). Studies on products of browning Reaction-Antioxidative activities of products of browning reaction prepared from Glucosamine. *Japanese Journal of Nutrition.* 44: 307 – 315.

Références bibliographiques

Öztürk M., Aydoğmuş-Öztürk F., Duru M.E., Topçu G. (2007). Antioxidant activity of stem and root extracts of Rhubarb (*Rheum ribes*): An edible medicinal plant. *Food chemistry*, 103(2) : 623-630.

P

Pastre J. (2005).Intérêt de la supplémentation en antioxydants dans l'alimentation des carnivores domestiques .Doctoral dissertation.Pp : 19-20.

Paris L., Ulatowski L.M. (2019). Vitamin E: Mechanism of transport and regulation in the CNS.IUBMB life. 71(4): 424-429.

Peng X., Damu G., He Zhou C. (2013). Current Developments of Coumarin Compounds in Medicinal Chemistry. *Current Pharmaceutical Design*. 19(21):3884-3930.

Pękal A., Pyrzynska K. (2015). Effect of pH and metal ions on DPPH radical scavenging activity of tea. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*. 66(1) : 58-62.

Permal A. (2017). Validation d'une méthode de dosage des tanins condensés dans les matières végétales.pp : 9-13.

Pham H.N. (2017). Impact des métabolites secondaires de plantes sur des bactéries pathogènes de la rhizosphère : existe-t-il un lien entre la résistance sur métaux et la modulation de résistance aux antibiotiques. Pp : 22-23.

Q

QuanTran M. (2015). Méthodologie de synthèse d'imidazoles et de benzimidazoles. Approche de synthèse de la benzosceptrine et évaluation biologique. Thèse de doctorat. Université Paris-Saclay. Pp 37-38.

R

Ruiz-Rodríguez B.M., Sánchez-Moreno C.B., De Ancos B., de Cortes Sánchez-Mata M., Fernández-Ruiz V,Cámara M,Tardío J. (2014).Wild *Arbutus unedo* L. and *Rubus ulmifolius* Schott fruits are underutilized sources of valuable bioactive compounds with antioxidant capacity. *Fruits*. 69(6): 435-448.

S

Šabanović K., Yildirim A., Šutković J. (2020). Antioxidants enzyme activity in *Brassica oleracea* var. *acephala* under Cadmium stress.pp:1-13.

Sahli R. (2017). Etude phytochimique de quelques plantes extremophiles Tunisiennes et exploration de leurs activité biologique. Thèses université de lille 2. Pp : 1.

SANCHEZ-MORENO C., LARRAURI J.A., SAURA-CALIXTO F. (1998). A Procedure to measure the antiradical efficiency of polyphenols. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 76 (2): 270 – 276.

Santiago-Morales I.S., Trujillo-Valle L., Márquez-Rocha F.J., Hernández J.F.L.(2018). Tocopherols, phycocyanin and superoxide dismutase from microalgae: as potential food antioxidants. *Applied Food Biotechnology*. 5(1): 19-27.

Références bibliographiques

Sarr S.O., Fall A.D., Gueye R., Diop A, Diatta K, Diop N, Ndiaye B, Diop Y.M. (2015). Etude de l'activité antioxydante des extraits des feuilles de *Vitex doniana* (Verbenaceae). *International Journal of Biological and Chemical Sciences*. 9(3): 1263-1269.

Schulz M., Seraglio S.K.T., Della Betta F., Nehring P., Valse A.C., Daguer H., Gonzaga L.V., Costa A.C.O., Fett R. (2019). Blackberry (*Rubus ulmifolius* Schott): Chemical composition, phenolic compounds and antioxidant capacity in two edible stages. *Food Research International*. 122: 627-634.

Shin T.Y., Park S.B., Yoo J.S., Kim I.K., Lee H.S., Kwon T.K., Kim S.H. (2010). Anti-allergic inflammatory activity of the fruit of *Prunus persica*: Role of calcium and NF- κ B. *Food and Chemical Toxicology*. 48(10): 2797–2802.

Silva R.F., Pogačnik L. (2020). Polyphenols from food and natural products: Neuroprotection and safety. *Antioxidants*. 9(1): 61.

Sisti M., De Santi M., Fraternali D., Ninfali P., Scoccianti V., Brandi G. (2008). Antifungal activity of *Rubus ulmifolius* Schott standardized in vitro culture. *LWT-Food Science and Technology*. 41(5): 946-950.

Singla R.K., Dubey A.K., Garg A., Sharma R.K., Fiorino M., Ameen S.M, Al-Hiary M. (2019). Natural polyphenols: chemical classification, definition of classes subcategories and Structures. *Journal of AOAC INTERNATIONAL*. 102:1397-1400.

Singleton V.L., Rossi J.A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdicphosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*. 16:144.

Sofowora A. (2010). Plantes médicinales et médecine traditionnelle d'Afrique. KARTHALA Editions. Pp: 24-25.

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): 210-229.

Souilah N. (2018). Etude de la composition chimique et des propriétés thérapeutiques traditionnelles et modernes des huiles essentielles et des composés phénoliques de quelques espèces du Nord-est algérien. Thèse. Université des Frères Mentouri Constantine 1. P : 31

Sumaira A, Rahman H U. (2013). Biological activities of *Prunus persica* L. batch. *Journal of Medicinal Plants Research*. 7(11): 987-951.

T

Tabarki S., Mechergui K., Khaldi S., Toumi L., Raies A. (2017). Analysis of Morphological Variability in Five Spontaneous Populations of *Rubus ulmifolius* Schott in Tunisia. *Asian Journal of Biology*. Pp : 1-9.

Références bibliographiques

Theophile M. (2017). Contribution à l'élaboration d'une méthode pour la caractérisation des tanins condensés dans les végétaux. Thèses, France. Université des Antilles-Site de Guadeloupe (UA).

Tiwari R., Rana C.S. (2015). Plant secondary metabolites. À review. *International Journal of Engineering Research and General Science*. 3(5):661-666.

Trabelsi N., Megdiche W., Ksouri R., Falleh H., Oueslati S., Bourgou S., Hajlaoui H., Abdelly C. (2010). Solvent effects on phenolic contents and biological activities of the halophyte *Limoniastrum monopetalum* leaves. *Food Science and Technology*. 43(4): 632-639.

V

Vamecq J., Vallée L., Storme L., Gelé P., Bordet R. (2004). Les acteurs immédiats du stress oxydatif. *La Lettre du Pharmacologue*. 18 (1):16-23.

W

Wani A, Talab H, Ahmad Baba I, Jain S M. (2015). Phytochemical Screening of Methanolic Extract of *Prunus Persica*. *International Journal of Scientific Research*. 4(3):52-53.

Y

Yohan R. (2004). Antioxydants naturels végétaux. *Oléagineux, Corps gras, Lipides*. 11(6): 419-424.

Yu Z. Dahlgren R A. (2005). *Journal of Chemical Ecology*. 26(9): 2119–2140.

Z

Zaghdoudi K. (2015). Optimisation de l'extraction des caroténoïdes à partir du persimmon (*Diospyros kaki* L.), de l'abricot (*Prunus armeniaca* L.) et de la pêche (*Prunus persica* L.) : étude photophysique en vue d'une application en thérapie photodynamique (PDT) :52-56.

Zeghad N. (2018). Evaluation des propriétés biopharmacologiques, standardisation chimique et valorisation des agroressources fonctionnelles cas de granatum, *Citrus aurantium* et *Opuntia*. Thèses.

Zhu J.J., Jiang J.G. (2018). Pharmacological and Nutritional Effects of Natural Coumarins and Their Structure-Activity Relationships. *Molecular Nutrition & Food Research*. 62(14): 170-1073.

Zia-Ul-Haq M., Riaz M., De Feo V., Jaafar H Z., Moga M. (2014). *Rubus fruticosus* L: constituents, biological activities and health related uses. *Molecules*. 19(8): 10998-11029.

Ziegler J., Facchini P. (2008). Alkaloid Biosynthesis: Metabolism and Trafficking. *Annual Review of Plant Biology*. 59: 735 – 769.

Zhang L., Sun L., Zhang L., Qiu H., Liu C, Wang A. (2017). A Cu/ Zn superoxide dismutase gene from *Saussurea involucre* Kar & Kir. SiCSD, enhances drought, cold and oxidative stress in transgenic tobacco. *Canadian Journal of Plant Science*. 97(5): 816-826.

Références bibliographiques

Zhang L.L., Lin Y.M. (2008).HPLC, NMR and MALDI-TOF analysis of Condensed Tanins from *Lithocaryus glaber* Leaves with potent Free Radical Scavenging Activity. *Molecules*. 13-2986-2997.

Prunus persica Bildagentur- online, (2018). (**En ligne**). Disponible sur https://www.agefotostock.fr/age/fr/CollectionImages.aspx?query=prunus%20persica&provide_rfilter=BAO (Consulté le 02/06/2020).

Annexes

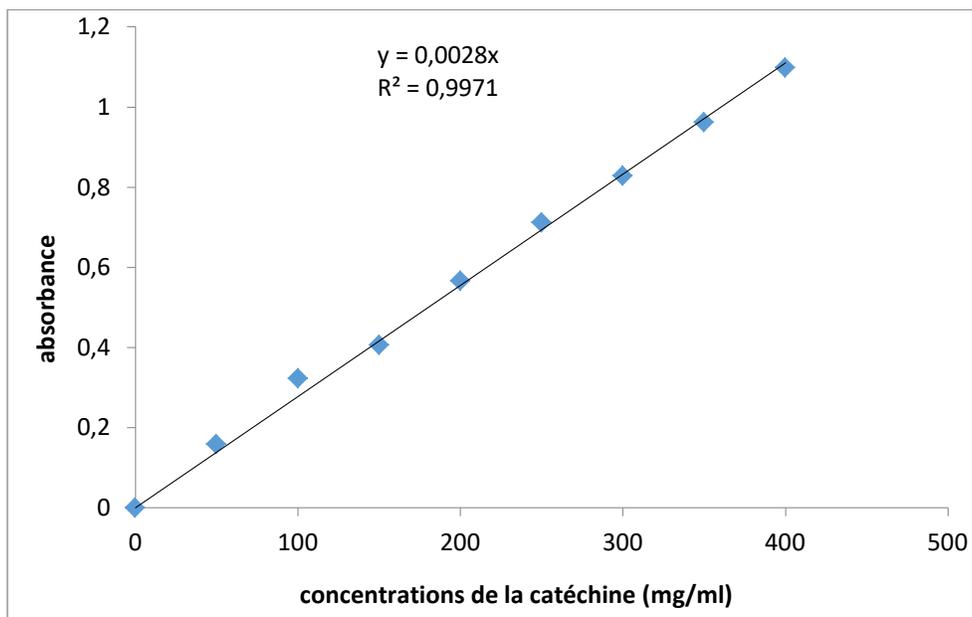


Figure 33 : Courbe d'étalonnage d'acide gallique e pour le dosage des polyphénols totaux(Annexe A).

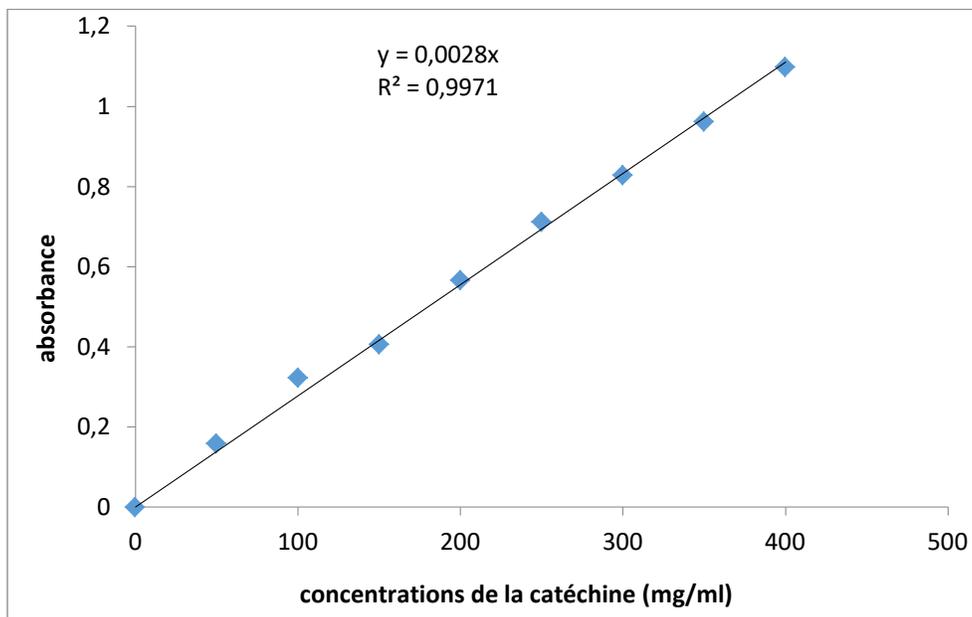


Figure 34 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes (Annexe B).

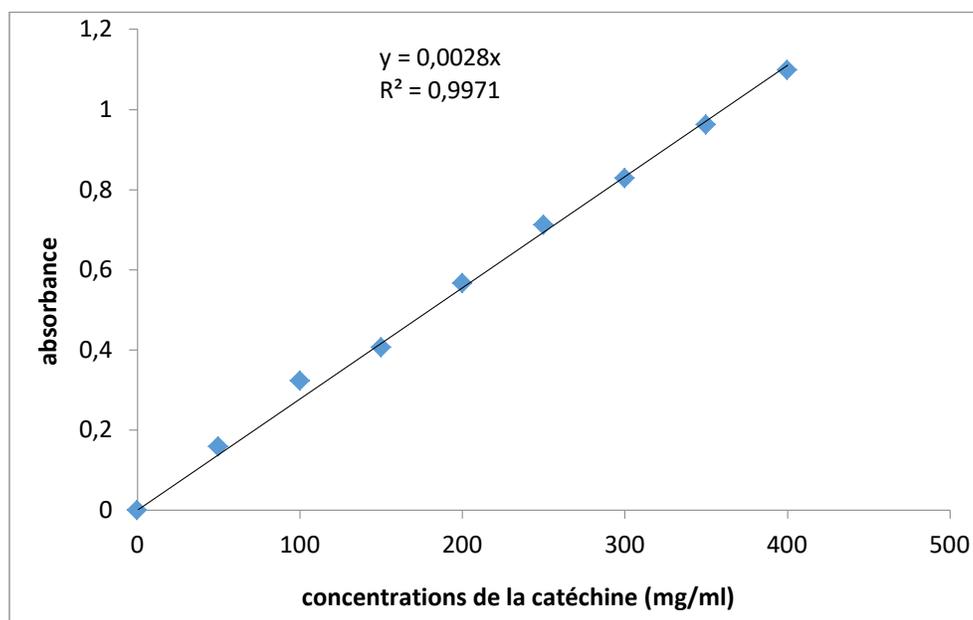


Figure 35: Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins condensés (Annexe C).

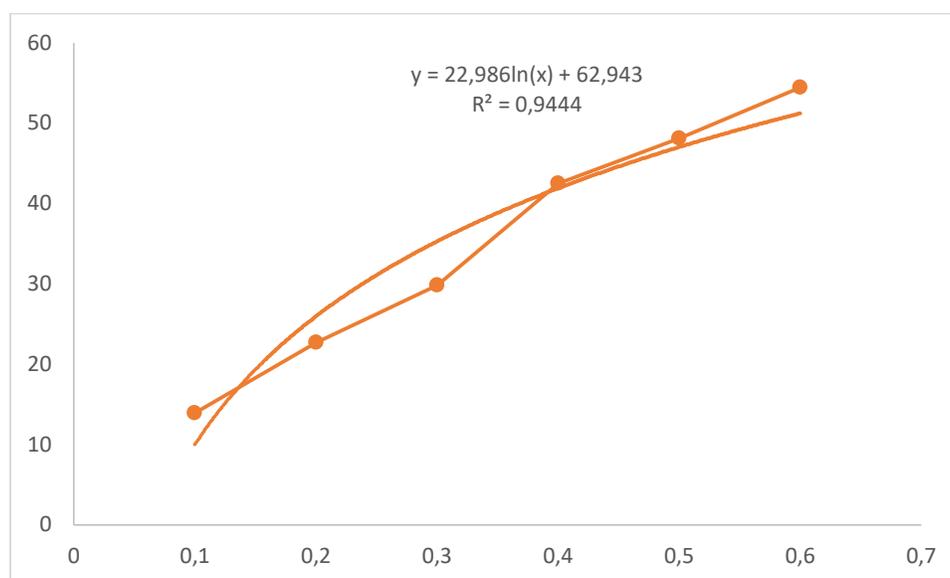


Figure 36: Concentrations du piégeage de radical DPPH par le standard (BHT) (Annexe D).

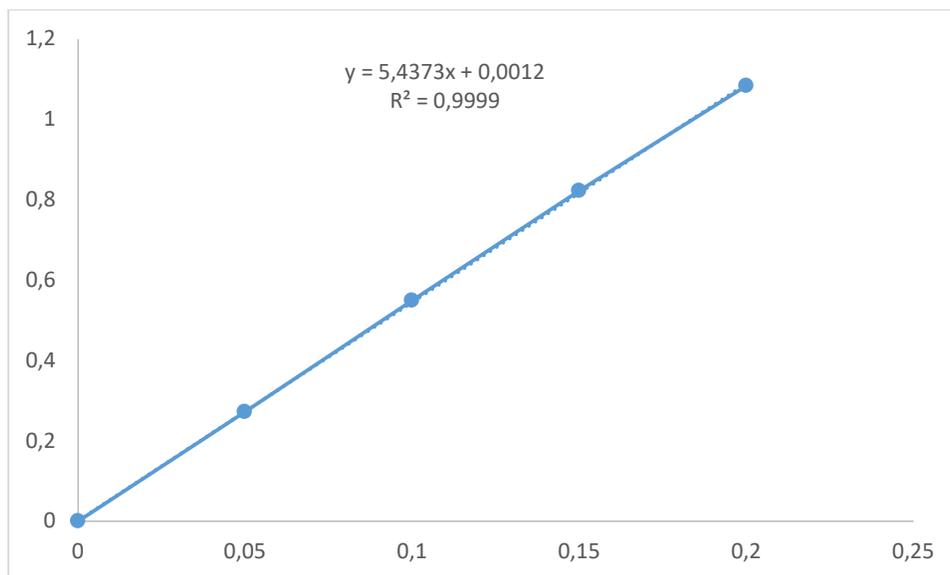


Figure 37: Pouvoir réducteur du standard BHT pour FRAP (Annexe E).

Résumé

Depuis des années les plantes utilisées dans la médecine traditionnelle sont testées et sélectionnées pour leurs valeurs thérapeutiques, *Prunus persica* et *Rubus ulmifolius* appartiennent à la famille des Rosacées, les deux espèces sont des plantes qui possèdent des propriétés biologiques, grâce à leur richesses en métabolites secondaires.

Dans le cadre de ce travail nous avons déterminé, avec spécificité la présence des métabolites secondaire (phénols totaux, flavonoïdes et tanins) et évalué leur activité antioxydante par différentes extractions des feuilles de *Prunus persica* et *Rubus ulmifolius*.

Les résultats obtenus ont montré que la teneur en polyphénol qui a été déterminée en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu, est plus élevée (285.29 mg EAG/g) pour l'extrait hydro- acétonique des feuilles de *Prunus persica* L, et (132.972 mg EAG/g) pour l'extrait hydro-acétométhanologique des feuilles de *Rubus ulmifolius*. Les flavonoïdes ont été évalués en utilisant la méthode de trichlorure d'Aluminium (AlCl₃), leur teneur est de (119.561mg EC/g MS) pour l'extrait hydro-acétonique de *Prunus persica* L, et de (97.741 mg EC/g MS) pour l'extrait Hydro-acétométhanologique de *Rubus ulmifolius*. Les tanins condensés ont été évalués en utilisant la méthode de la vanilline, leur teneur est de l'ordre de (86.603 mg EC/g MS) dans *Prunus persica* L et de (70.453 mg EC/g MS) dans *Rubus ulmifolius* pour l'extrait hydro-acétonique.

L'évaluation *invitro* du pouvoir antioxydant par le test de DPPH a révélé que l'extrait de la fraction n-butanolique des flavonoïdes de *Rubus ulmifolius* à présente la meilleure activité inhibitrice de radicaux libres DPPH avec IC₅₀ égale (0.046 mg/ml) c'est meilleure que celle du standard BHT qui égale à (0.5694 mg/ml). d'autre part, l'IC₅₀ de *Prunus persica* L, dans l'extrait hydro-acétonique égale à (2.3802mg/ml). La fraction n-butanolique des flavonoïdes présente un meilleur pouvoir réducteur ferrique EC₅₀ égale à (0.295 mg/ml) pour le *Rubus ulmifolius* et (0,826 mg/ml) pour *Prunus persica* L

On peut conclure que les deux espèces possèdent une activité antioxydante très importante. qui confirme leur utilisation médicinale qui occupe une grande place dans le système de santé.

Les mots clés : *Prunus persica* L, *Rubus ulmifolius*, polyphénol, activité antioxydante, DPPH, FRAP.

Abstract

For years, the plants used in traditional medicine have been tested and selected for their therapeutic values, *Prunus persica* and *Rubus ulmifolius* belong to the Rosaceae family, both species are plants, which have biological properties thanks to their wealth in secondary metabolites.

As part of this work, we determined, with specificity, the presence of secondary metabolites (total phenols, flavonoids and tannins) and evaluated their antioxidant activity by different extracts of leaves of *Prunus persica* and *Rubus ulmifolius*.

The results obtained showed that the polyphenol content which was determined using the Folin-Ciocalteu reagent, higher extract (285.29 mg EAG / g) for the hydroacetone extract of the leaves of *Prunus persica*.L, and (132.972 mg EAG / g) for the hydro-acetomethanolic extract of the leaves of *Rubus ulmifolius*. The flavonoids were evaluated using the Aluminum trichloride (AlCl₃) method, their content is 119.561mg EC / g MS for the hydro-acetone extract of *Prunus persica* L, and 97.741 mg EC / g MS for the Hydro-acetomethanolic extract of *Rubus ulmifolius*. Condensed tannins were evaluated using the vanillin method, their content is around 86.603 mg EC / g DM in *Prunus persica* L and 70.453 mg EC / g DM in *Rubus ulmifolius* for the hydro-acetone extract.

The in vitro evaluation of the antioxidant power by the DPPH test revealed that the extract of the n-butanolic fraction of the flavonoids of *Rubus ulmifolius* exhibits the best inhibitory activity of free radicals DPPH with equal IC₅₀ (0.046 mg / ml) is better than that of the BHT standard which equals (0.5694 mg / ml). on the other hand, equal IC₅₀ (2.3802mg / ml) in *Prunus persica* L for the hydro-acetone extract. The n-butanolic fraction of the flavonoids has a better iron reducing power equal FRAP EC₅₀ (0.295 mg / ml) for *Rubus ulmifolius* and equal EC₅₀ (0.826 mg / ml) for *Prunus persica*.

It can be concluded that both species have a very important antioxidant activity, which confirms their medicinal use, which occupies a large place in the health system.

Key words: *Prunus persica* L, *Rubus ulmifolius*, polyphenol, antioxidant activity, DPPH, FRAP.

المخلص

لسنوات، تم اختبار واختيار النباتات المستخدمة في الطب التقليدي لقيمتها العلاجية، ينتمي الخوخ *Prunus persica* L والتوت البري *Rubus ulmifolius* إلى عائلة Rosaceae ، وكلا النوعين نباتان لهما خصائص بيولوجية بفضل ثرائهما في المستقبلات الثانوية.

كجزء من هذا العمل، حددنا، على وجه التحديد، وجود المستقبلات الثانوية (الفينولات الكلية، الفلافونويد والعفص) وقيمتنا نشاطها المضاد للأكسدة من خلال مستخلصات مختلفة من أوراق *Prunus persica* و *Rubus ulmifolius*.

ظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن محتوى البوليفينول الذي تم تحديده باستخدام كاشف Folin-Ciocalteu ، مستخلص أعلى (285.29مجم EAG / جم) لمستخلص الهيدروأسيونول لأوراق الخوخ ، و (132.972 مجم EAG / جم) من أجل مستخلص هيدرو-أسيونول لأوراق التوت البري . تم تقييم مركبات الفلافونويد باستخدام طريقة ثلاثي كلوريد الألومنيوم (AlCl₃)، حيث يبلغ محتواها 119.561 مجم EC / جم MS لمستخلص هيدرو-أسيونول من *Prunus persica* L، و 97.741 مجم EC / جم MS لمستخلص هيدرو-أسيونول من *Rubus ulmifolius*. تم تقييم العفص المكتف باستخدام طريقة الفانيلين، حيث يبلغ محتواها حوالي 86.603مجم EC / جم DM في *Prunus persica* L و 70.453 مجم EC / جم DM في *Rubus ulmifolius* لمستخلص الهيدرو أسيونول.

أظهر التقييم في المختبر لقوة مضادات الأكسدة بواسطة اختبار DPPH أن مستخلص الجزء n-butanolique من مركبات الفلافونويد للتوت البري يُظهر أفضل نشاط مثبط للجذور الحرة DPPH مع IC₅₀ يساوي (0.046 مجم / مل) من ناحية أخرى، IC₅₀ يساوي (2.3802 مجم / مل) في الخوخ لمستخلص الهيدرو أسيونول. الجزء n-butanolique من مركبات الفلافونويد له قدرة أفضل على تقليل الحديد FRAP يساوي EC₅₀ (0.295 مجم / مل) للتوت البري، EC₅₀ يساوي (0.826 مجم / مل) للخوخ. يمكن الاستنتاج أن كلا النوعين لهما نشاط مضاد للأكسدة مهم للغاية، مما يؤكد استخدامهما الطبي الذي يحتل مكاناً كبيراً في النظام الصحي.

الكلمات المفتاحية: الخوخ، التوت البري، المركبات الفينولية، النشاط المضاد للأكسدة DPPH، FRAP. ،