

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A. MIRA - Bejaia

Faculté des Sciences et de la Nature et de la Vie
Département des Sciences Alimentaires
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : Sciences alimentaires
Option : Bioprocédés et technologie alimentaire



Réf :.....

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

Effet de séchage au micro-onde et à l'étuve sur la composition phénolique et l'activité antioxydante de Pistacia lentiscus L

Présenté par :

GHANEMI Fares & HAGGANI Lamine

Soutenu le : **18 Juin 2017**

Devant le jury composé de :

M^{me} GUENDOUZE N.

M^{elle} ISSAADI O.

M^{me} BRAHMI N.

MCB

MAA

MAA

Présidente

Encadreur

Examinatrice

Année universitaire : 2016 / 2017

Table de matière

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction 1

Synthèse bibliographique

I. Présentation de *Pistacia Lentiscus L.*..... 2

I.1. Description botanique 2

I.2. Répartition géographique 3

I.3. Utilisation traditionnelle et propriétés pharmaceutiques 4

II. Antioxydants 5

II.1. Antioxydants endogènes 5

II.2. Antioxydants exogènes 5

I II.2.1 Composés phénoliques 5

II.2.1.1. Classification des structures phénoliques 6

II.2.1.2. Phénols simples 6

II.2.1.3. Acides phénoliques 6

a) Acides hydroxybenzoïques 6

 b) Acides hydroxycinnamiques 7

II.2.2.4 Flavonoïdes 7

 a) Flavonones 8

 b) Flavones 8

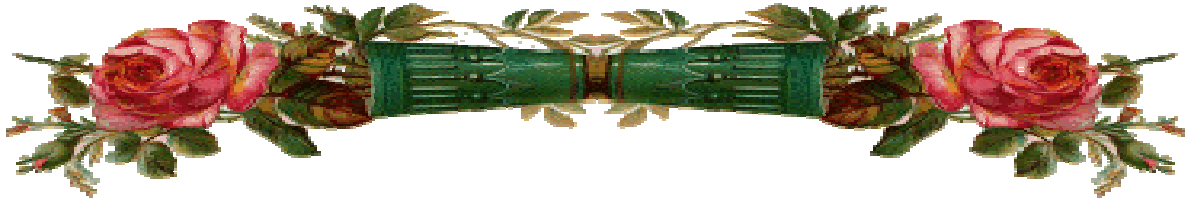
c) Flavonols	8
d) Flavanols	8
e) Anthocyanes	9
II.2.2.5. Tanins	9
a) Tanins hydrolysables	9
a-1- Tanins galliques (Gallo tanins)	10
a-2- Tanins ellagiques (Ellagitanins)	10
b) Tanins condensés	10
III.3.2.1. Tocophérols	11
III.3.2.2. Ascorbate ou vitamine C	11
III.3.2.3. Caroténoïdes	11
III. Activité antioxydante	12
III.1. Stress oxydatif	12
III.2. Radicaux libres	12
III.3. Propriétés antioxydantes	12
IV. Séchage	14
IV.1. Généralités	14
IV.2. Objectif de séchage	14
IV.3. Séchage au micro ondes	14
IV.4. Séchage à l'étuve	14

Partie pratique
Matériel et méthodes

I.1. Matière végétal	15
I.1.1. Description de la plante	15
I.1.2. Classification taxonomique	15
I.1.3. Collecte	15
I.1.4. Test d'humidité	16
I.2. Extractions des composés phénoliques	17
I.3. Dosage des antioxydants	18
I.3.1. Polyphénols totaux	18
I.3.2 Flavonoïdes	19
I.3.3. Flavonols	20
I.3.4. Tanins condensés	20
I.4. Activité antioxydante	21
I.4.1. Pouvoir réducteur.....	21
I.4.1.1. Réduction au ferricyanure de potassium.....	21
I.4.1.2. Réduction au molybdate d'ammonium	23
I.4. 2. Activité antiradicalaire.....	23
I.4.2.1. Activité antiradicalaire au DPPH	25
I.4.2.2. Activité antiradicalaire au ABTS ^{·+}	26
I.5. Analyse statistique	26

Résultats et discussion

II.1. Taux d'humidité	26
II.2. Antioxydants.....	26
II.2.1. Polyphénol totaux	28
II.2.2.Flavonoïdes	30
II.2.3.Flavonols	32
II.2.4. Tanins condensés.....	34
II.3. Activité antioxydante.....	34
II.3.1. Pouvoir réducteur	34
II.3.1.1. Réduction du ferricyanure de potassium	34
II.3.1.2.Réduction du phosphomolybdate d'ammonium	35
II.3.2. Activité antiradicalaire	37
II.3.2.1. Neutralisation de radical DPPH [·]	37
II.3.2.2. Neutralisation de radical ABTS ^{·+}	39
Conclusion	40
Référence bibliographiques	
Annexes	



Remerciements

Au terme de notre travail, nous tenons à exprimé nos remerciements les plus sincères et les plus profond, tout d'abord à Dieu le tous puissant de nous avoir accordé patience, courage et volenté afin de réalisé mener à terme ce modeste travail.

*Je remercie chaleureusement notre promotrice M^{elle} : **Issaadi O** pour son aide précieuse et ses conseils éclairés dans la direction de notre travail, ainsi que pour sa grande disponibilité et son immense gentillesse.*

*Nous remercions M^{me} **Guendouze** pour avoir acceptée de présider le jury de notre soutenance.*

*Nous remercions M^{me} **Brahmi N** d'avoir acceptée de juger et examiner notre travail.*

Tout le personnel du laboratoire 3BS pour leur aide, leurs conseils et leur gentillesse, sans oublier l'équipe du laboratoire de « Technologie alimentaire » pour leur aide et leur soutien.

*Un merci particulier à M^{elle} : **Tabti** de nous avoir ouvert les portes de son laboratoire, pour ses conseils, pour avoir su entretenir une ambiance remarquable et pour son aide au cours de ce travail.*



Dédicace **Dédicace**

A ceux qui m'ont donné sans rien en retour

A ceux qui m'ont encouragé et soutenue dans mes moments les plus difficiles

Et ceux a qui je dois tant

A mes chers parents pour leur amour et leur support continu

Que ce travail soit le témoignage sincère et affectueux de ma profonde

Reconnaissance pour tout ce que vous avez fait pour moi.

Mon cher frère ; Hakim

Mes adorables sœurs ; Dalila, Naima, Nacera et Yasmina

Mon oncle ; Smail et sa famille

Mon binôme et toute sa famille

Je remercie mes fideles amis, Nassim, Dahman, Faouzi, Walid et Amazigh et qui ont

toujours été présents dans les moments important importants de ma vie.

Touts la promotion biotechnologie alimentaire. Je vous souhaite, à tous bonne continuation

et beaucoup de réussite.

Fares



Dédicace

Dédicace

Je dédie ce travail :

A ceux qui m'ont donné sans rien en retour

A ceux qui m'ont encouragé et soutenue dans les moments les plus difficiles.

A la mémoire de mon grand père, que dieu l'accueille dans son vaste paradis.

A vous mes chers parents, le plus beau cadeau que dieu puisse faire à un enfant, pour leurs amour, soutien et encouragement et leur support continu, je leurs serai éternellement reconnaissant.

A mon chère frère : Lounis

A ma adorable sœur : Kahina

A ma future femme : Houda

A mes chères grandes mères : Zouina et Mannoun.

A mes cousin(e) : Kholaf, Kamel, Nacira, Sabrina, Nadjet, Samia, Karima et tout ma famille : mes oncles, mes tantes.

A mon binôme et toute sa famille.

Je remercie mes fidèles amis : Idir, Mokrane, Kossaila, Amirouche, Faouzi.

Et en particulier Naima, qui ma beaucoup encouragé, aidé et soutenus durant les moments difficiles pendant la réalisation de ce travail.

A tout la promotion bioprocédé et technologie agro-alimentaire 2016/2017.

Lamine

Liste des abréviations

A_w : activité de l'eau

C° : Degré Celsius

EAA : Equivalent acide ascorbique

EAG : Equivalent acide gallique

EC : Equivalent catéchine

EQ : Equivalent quercitine

Ghz : Giga Hertz

MGh : Méga Hertz

MO : Micro-onde

VIS : Visible

Liste des figures

Figure 01 : Feuilles et fruits de <i>Pistacia lentiscus</i> L	2
Figure 02 : Répartition géographique des différentes espèces de <i>Pistacia</i>	3
Figure 03 : Structure chimique d'acide hydroxybenzoïque.....	7
Figure 04 : Structure chimique d'acide hydroxycinnamique.	7
Figure 05 : Structure des tanins hydrolysables.....	10
Figure 06 : Structures des tanins condensés.....	10
Figure 07 : Structures des tocophérols.....	11
Figure 08 : Illustration d'un mécanisme d'action des polyphénols	13
Figure 09 : Extraction des composés phénoliques.....	17
Figure 10 : Dosage des polyphénols totaux.....	19
Figure 11 : Dosage des tanins condensés.....	21
Figure 12 : Pouvoir réducteur au phosphomolybdène.	23
Figure 13 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH.	24
Figure 14 : Détermination d'activité antiradicalaire au DPPH.....	24
Figure 15 : Taux d'humidité de matière sèche de <i>Pistacia lentiscus</i> L.....	26
Figure 16 : Teneur en composés phénoliques des extraits séchés de <i>Pistacia lentiscus</i> L	27
Figure 17 : Teneur en flavonoïdes des extraits séchés de <i>Pistacia lentiscus</i> L	29
Figure 18 : Teneur en flavonols des extraits séchés de <i>Pistacia lentiscus</i> L	30
Figure 19 : Teneur en tanins condensés des extraits séchés de <i>Pistacia lentiscus</i> L	32
Figure 20 : Pouvoir réducteur au ferricyanure de potassium des extraits séchés.....	34
Figure 21 : Pouvoir réducteur au phosphomolybdate d'ammonium des extraits séchés....	36

Figure 22 : Activité anti-radicalaire DPPH' des extraits séchés..... 38

Figure 23 : Activité anti- radicalaire l'ABTS⁺ des extraits séchés..... 39

Liste des tableaux

Tableau 1 : Caractéristiques des fruits analysés..... 15

Introduction

A travers des âges, l'Homme a pu compter sur la nature pour subvenir à ses besoins de base tels que : nourriture, abris, vêtements et aussi pour ses besoins médicaux (**Svoboda et al., 2000**). Il est toujours émerveillé par la beauté de la couleur, la forme de fleurs ou de fruits des plantes. Il se retourne en raison des bienfaits qu'elles procurent et pour leur grande utilité, ce sont de vraies panacées et de véritables pharmacies naturelles (**Beloued, 1998**).

L'Homme a longtemps employé des remèdes traditionnels à base de plantes sans savoir à quoi étaient dues leurs actions bénéfiques, il est difficile de définir les molécules responsables de l'action pharmacologique (**Bahorun, 1997**).

Les plantes médicinales contiennent un large spectre des substances phytochimiques qui sont des sources d'antioxydants naturels tels que les acides phénoliques, les flavonoïdes et les tanins, ces composées possèdent en plus de leur activités antioxydantes d'autres propriétés biologiques : anti-inflammatoires, antimicrobiennes et anti-cancéreuse (**Lee et al., 2004**).

En effet, les médecines traditionnelles pratiquées de part et d'autre des rives de la méditerranée, attribuent au lentisque des vertus dans le traitement des ulcères, l'hypertension, la toux, les maux de gorge, l'eczéma, des calculs rénaux et la jaunisse (**Gardeli et al., 2008**), ces effets thérapeutiques dans le traitement de nombreuses maladies a stimulé les chercheurs à mieux étudier cette plante médicinale.

L'Arbre au mastic, *Pistacia lentiscus* L, est un arbuste poussant dans les garrigues et les maquis des climats méditerranéens. En Algérie, il se trouve sur tout type de sol, subhumide et semi-aride et dispersé tout au long du littoral et se développer dans divers habitats le long d'un gradient climatique qui varie suivant le rayonnement solaire, température et précipitation (**Saadoune, 2005**).

L'objectif du présent travail vise à définir l'impact de deux méthodes de séchage sur la composition en substances bioactives des fruits de *Pistacia lentiscus* L. Ce travail consiste à étudier et valider deux techniques de séchages : micro onde et étuve sur cette espèce de *Pistacia* et à étudier la composition phénolique basé sur l'extraction et la quantification de ces composés bioactifs des fruits tels que les composés phénoliques et évaluer l'activité antioxydante de ces substances.

I. Présentation de *Pistacia Lentiscus* L

I.1. Description botanique

Le pistachier lentisque « *Pistacia Lentiscus* L. », couramment appelé « Dro » en arabe local est un arbrisseau ramifié de trois mètres de hauteur, à odeur de résine fortement âcre (More et White, 2005). Avec des feuilles persistantes de 4 à 8 folioles et dont le rachis et le pétiole comportent incisée, sécrétant une résine plus épaisse que *P.Terebinthus*. Les rameaux sont souvent un peu roses. Fleurs très petites, en chatons, à anthère rouges, groupées en grappes spiciforme denses à l'aisselle des feuilles. Fruits globuleux de la taille d'un pois, rouge puis noire à maturité dont le noyau contient une seule graine (Dogan et al., 2003).



Figure 01 : Photographie de *Pistacia lentiscus* L (Bammou et al., 2015).

I.2. Répartition géographique

Pistacia lentiscus est très communs dans le bassin méditerranéen il se trouve à l'état sauvage (Costola et al., 2000).

Le pistachier lentisque ne quitte pas la zone méditerranéenne et s'éloigne peu du littoral, sauf dans quelques vallons chauds. Il est très répandu en Corse, avec l'olivier sauvage, le myrte et la salsepareille (Polese, 2010).

En Algérie, lentisque se trouve sur le long du tell et dans les zones forestiers (More et White, 2005). La répartition géographique des espèces de *Pistacia* sont présentées sur la figure 02.

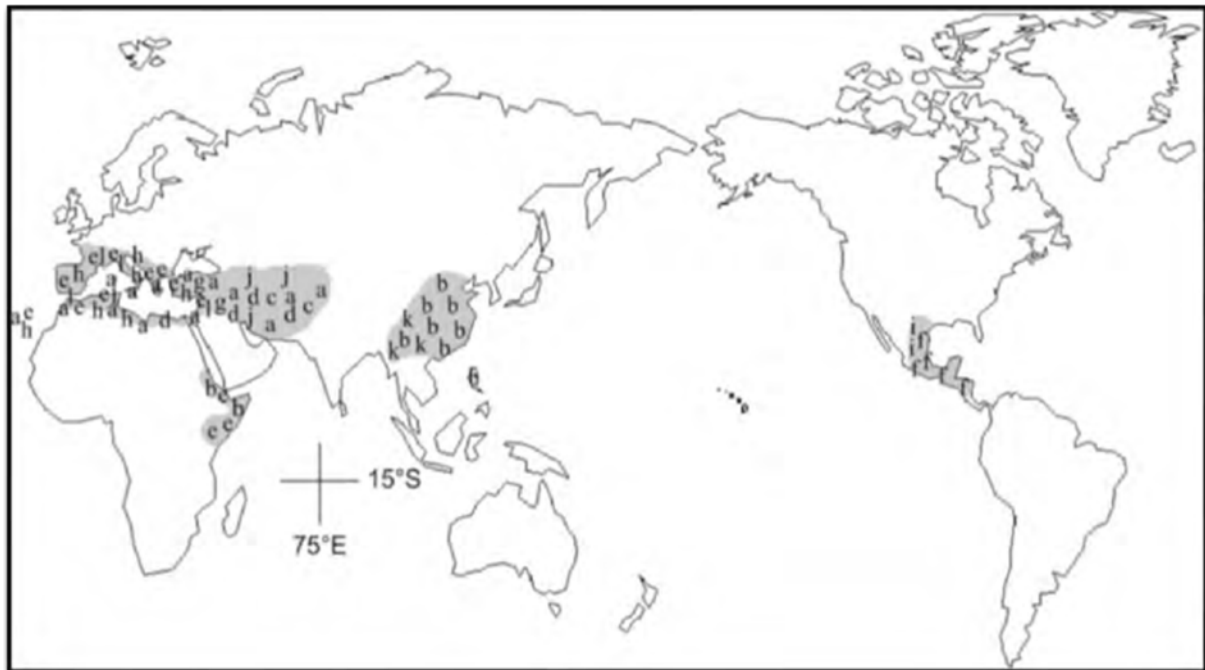


Figure 02 : Répartitions géographiques des différentes espèces de *Pistacia* : a = *P. atlantica*, b=*P. chinensis*, c= *P. integerrima*, d= *P. khinjuk*, e=*P. lentiscus*, f= *P. mexicana*, g=*P. palaestina*, h= *P. terbinthus*, i= *P. texana*, J=*P. vera*, k=*P. weinmannifolia*, l= *P. saportae* (Thingshuag et al ., 2008).

I.3. Utilisation traditionnelle et propriété pharmaceutique :

Les feuilles, les branches et les gommages de *Pistacia Lenticus* (mastic de Chio) sont largement utilisées par le peuple méditerranéen dans le domaine alimentaire et en médecine traditionnelle.

Le mastic a été employé en médecine pour le traitement des maladies gastro-intestinales (acidité, brûlure d'estomac...) et pour soigner les problèmes bucco-gingivaux. (Bellakhdar,1997 ; Dedoussis et al., 2004).

La prise des feuilles infusées dans l'eau par voie orale est conseillée pour les problèmes respiratoires (Said et al., 2002). Elles sont douées de propriétés antiulcéreuses et anti bactériennes (Bourrelli et al., 2000 ; Dedoussi et al., 2004 et Dogan et al., 2003), et utilisé dans le traitement de l'hypertension et de l'eczéma (Chryssavgi et al., 2008).

Les gommages ont une activité anti tumorales (prévention contre la leucémie et le cancer de colon) (Janson, 2006).

Huile de lentisque : elle est extraite à base du fruit comestible qui autrefois était utilisée pour l'alimentation, l'éclairage et elle est utilisée aussi dans la confection de savons. L'huile est produite à l'Est de l'Algérie, dans les zones notamment côtière (El Milia, Skikda), où

l'espèce est abondante. Un procédé traditionnel est utilisé à cet effet : Les fruits atteignent leur maturité vers la fin d'hiver, début de l'automne. Les baies prennent alors une coloration noire au lieu du rouge. Les baies sont récoltées à la main, macérées dans de l'eau chaude et puis écrasés à l'aide d'une presse. Des baies s'exultent un liquide épais de couleur jaune vert. L'huile est récupérée par décantation (**Seigne, 1985**).

II. Antioxydant

Un antioxydant est une molécule ou enzyme capable, en petite quantité, de prévenir ou retarder l'oxydation d'un substrat. Il est capable de neutraliser les formes actives de l'oxygène et permet de maintenir au niveau de l'organisme des taux non toxiques des radicaux libres. Il existe deux types de systèmes antioxydants (**Halliwell, 1991**).

II.1. Antioxydants endogènes

Ce sont des enzymes ou protéines antioxydantes (Superoxyde dismutase, Catalase et glutathion peroxydase) élaborés par notre organisme avec l'aide de certains minéraux. Elles sont présentes en permanence dans l'organisme mais leurs quantités diminuent avec l'âge (**Deiana et Meyer, 1988**).

II.2. Antioxydants exogènes

Les antioxydants exogènes sont présents dans l'alimentation tels que les vitamines A, C, E et les polyphénols en particulier les flavonoïdes, ainsi que les cofacteurs des enzymes impliquées dans les systèmes antioxydants endogènes comme le sélénium, le zinc et le manganèse. De nombreuses molécules issues de notre alimentation : vitamines, nutriments,..., sont considérés comme des antioxydants (**Bougandoura, 2010**).

II.2.1. Composés phénoliques

À côté des métabolites primaires classiques (glucides, protides et lipides), les végétaux accumulent fréquemment des métabolites dits « secondaires » dont la fonction physiologique n'est pas toujours évidente mais qui représente une source importante de molécules utilisables par l'Homme dans des domaines aussi différents que la pharmacologie ou l'agroalimentaire (**Herbert, 1989**).

Les composés phénoliques ont tous en commun la présence d'un ou de plusieurs cycles benzéniques portant une ou plusieurs fonctions hydroxyles (**Urquiaga et al., 2000**). La structure des composés phénoliques naturels varie depuis les molécules simples (acides phénoliques simples) vers les molécules les plus hautement polymérisées (tanins condensés) (**Macheix et al., 2005**), avec plus de 8000 structures phénoliques identifiées (**Urquiaga et al., 2000**).

II.2.1.1 Classification des structures phénoliques

Les composés phénoliques peuvent être regroupés en dizaines de classe (**Harborne, 1990 ; Macheix et al., 2006**) (tableau 1) qui se différencient d'abord par la complexité du squelette de base (allant d' un simple C₆ à des formes très polymérisées), ensuite par le degré de modification de ce squelette (degré d'oxydation, d'hydroxylation, de méthylation...), enfin par liaisons possibles de ces molécules de base avec d'autres molécules (glucides, lipides, protéines, autres métabolites secondaires pouvant être ou non des composés phénoliques) (**Macheix et al., 2006**). Ces espèces sont des monomères, des polymères ou des complexes dont la masse moléculaire peut atteindre 9000 (**Crozier et al., 2006 ; Harbone, 1990**). Les classes principales les plus identifiées des polyphénols sont : les phénols simples ; les acides phénoliques ; les flavonoïdes et les tanins.

II.2.1.2 Phénols simples

Ce sont des dérivés en C₆ du noyau benzénique, rare à l'état naturel et issus de la décarboxylation de l'acide shikimique. L'hydroquinol, le pyrocatechol et le phloroglucinol sont classés parmi les phénols simples (**Chira et al., 2008**).

II.2.1.3 Acides phénoliques

Ce sont des dérivés hydroxylés de l'acide benzoïque et de l'acide cinnamique. Il existe deux classes des acides phénoliques : les dérivés de l'acide benzoïque ou acides hydroxy benzoïque et les dérivés de l'acide cinnamique ou acides hydroxy cinnamiques (**Amaechina et al., 2007**).

a) Acides hydroxybenzoïques

Ils existent fréquemment sous forme d'ester ou de glucoside (**Bruneton, 1999 ; Macheix et al., 2005**). Ils sont dérivés de l'acide benzoïque et ont une formule de base de type C₆ – C₁, dérive tous de l'acide benzoïque, leur diversité structurale est due aux hydroxylation et/ou méthylation de noyau aromatique en diverses position (2, 3 et 4) donnant (figure03) :

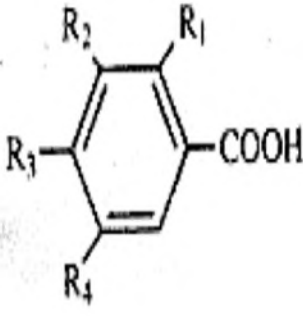
	$R_1=R_2=R_3=R_4=H$	acide benzoïque (non phénolique)
	$R_1=R_2=R_4=H, R_3=OH$	acide <i>p</i> -hydroxybenzoïque
	$R_1=R_4=H, R_2=R_3=OH$	acide protocatéchique
	$R_1=R_4=H, R_2=OCH_3, R_3=OH$	acide vanillique
	$R_1=H, R_2=R_3=R_4=OH$	acide gallique
	$R_1=H, R_2=R_4=OCH_3, R_3=OH$	acide syringique
	$R_1=OH, R_2=R_3=R_4=H$	acide salicylique
	$R_1=R_4=OH, R_2=R_3=H$	acide gentisique
Acides hydroxybenzoïques		

Figure 03 : Structures chimiques des acides hydroxybenzoïques (Fleuriet et al., 2006a).

b) Acides hydroxycinnamiques

Les acides hydroxycinnamiques représentent une classe très importante dont la structure de base (C₆ - C₃) dérive de celle de l'acide cinnamique grâce à des substitutions au niveau du cycle aromatique (figure 04) (Guignard, 1974 ; Psotova et al., 2003 ; Richeter, 1993).

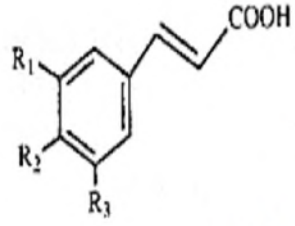
	$R_1=R_2=R_3=H$	acide cinnamique (non phénolique)
	$R_1=R_3=H, R_2=OH$	acide <i>p</i> -coumarique
	$R_1=R_2=OH, R_3=H$	acide caféique
	$R_1=OCH_3, R_2=OH, R_3=H$	acide férulique
	$R_1=R_3=OCH_3, R_2=OH$	acide sinapique
Acides hydroxycinnamiques« phénylpropanoïdes»		

Figure 04 : Structures chimiques des acides hydroxycinnamiques (Amaechina et al., 2007).

II.2.2.4 Flavonoïdes

Le nom flavonoïde proviendrait du terme flavedo, désignant la couche externe des écorces d'orange (Piquemal, 2008), cependant d'autres auteurs supposaient que le terme flavonoïde a été plutôt prêté du flavus ; (flavus=jaune) (Karaali et al., 2004 ; Kuntić et

Malešev, 2007). Les flavonoïdes dérivent de la voie shikimique. Le précurseur de ces molécules est le 4-hydroxycinnamate-coenzyme A synthétisé à partir de phénylalanine. (**anklam et Wollast, 2000**).

Les flavonoïdes ont tous la même structure chimique de base, ils possèdent un squelette carboné de quinze atomes de carbone constitué de deux cycles aromatiques (A) et (B) qui sont reliés entre eux par une chaîne en C3 en formant ainsi l'hétérocycle (C) (**Erdman et al., 2007**). Généralement, la structure des flavonoïdes est représentée selon le système C₆-C₃-C₆ (**Emerenciano et al., 2007**) en formant une structure de type diphényle propane dont des groupements hydroxyles, oxygènes, méthyles, ou des sucres peuvent être attachés sur les noyaux de cette molécule, il existe 5 types de flavonoïdes (**Malešev et Kuntić, 2007 ; Narayana, 2001**).

a) Flavonones

Ces composés se caractérisent par l'absence de double liaison entre C₂-C₃, et ils sont présents dans les plantes sous forme de trace (**Richter, 1993**).

b) Flavones

Ils dérivent des flavanones par une oxydation qui introduit une seconde double liaison dans l' hétérocycle (**Heller et al., 1998**). Dans plus de 90%, le cycle A est substitué par deux hydroxyles phénoliques en C₅ et C₇ (**Bruneton, 1999**). Par exemple: Glucoside d'apigénine (**Shahidi et Nacz, 1995**) et la tricine (**Shahidi et Nacz, 1995; Peterson, 2001**) chez le blé.

c) Flavonols

Les flavonols sont caractérisés par la présence d'une double liaison en position 2-3 et d'un groupement hydroxyle en C₃. Ce sont les flavonoïdes les plus répandus dans le règne végétal, leur couleur varie du blanc au jaune, elles sont essentiellement représentés par la quercétine, le kaempférol et la myricétine. Les flavonols qui s'accumulent dans les tissus végétaux sont presque toujours sous la forme conjugué glycosylé. (**Fraga, 2009**).

d) Flavanols

Ces molécules sont toujours hydroxylées en C3 et se caractérisent par l'absence du groupe carboxyle en C4. Elles sont souvent à l'origine des polymères flavoniques appelés

proanthocyanidols ou tanins condensés. Les flavan-3-ols sont très abondants dans les fruits comme les abricots, les cerises, les raisins...(**Fraga, 2009**).

e) Anthocyanes

Les anthocyanes sont des pigments naturels colorés qui se trouve dans les plantes vasculaires. Leur aptitude à se solubiliser facilement dans les milieux aqueux offre des possibilités très larges dans le domaine industriel. Ils sont responsables de la coloration (orange, rose, rouge, violet et bleue) de certaines fleurs (tulipe, rose, orchidée) et fruits (pomme, baie, raisin). Une caractéristique importante de ces composés réside dans leur aptitude antioxydante, et de nombreuses études sur leurs activités biologiques peuvent en témoigner (**Castaneda-Ovando et al., 2009**).

II.2.2.5 Tanins

Bate-Smith et Swain ont défini les tannins comme étant des composés phénoliques solubles dans l'eau, de poids moléculaire compris entre 500 et 3000 Dalton, et ayant, outre les propriétés habituelles des phénols, la capacité de précipiter les alcaloïdes, la gélatine et autres protéines (**Frutos et al., 2004**).

Chez les végétaux supérieurs ils existent deux groupes de tanins de structure différentes: les tanins hydrolysables et les tanins non hydrolysables, ou tanins condensés (**Frutos et al., 2004**).

a) Tanins hydrolysables

Les tanins hydrolysables sont des polyesters de glucides et d'acides phénoliques (figure 05), ils sont facilement scindés par les tannases en oses et en acide phénol, selon la nature de celui-ci il existe: les tanins galliques et les tanins ellagiques (**Hurabielle et Paris, 1981**).

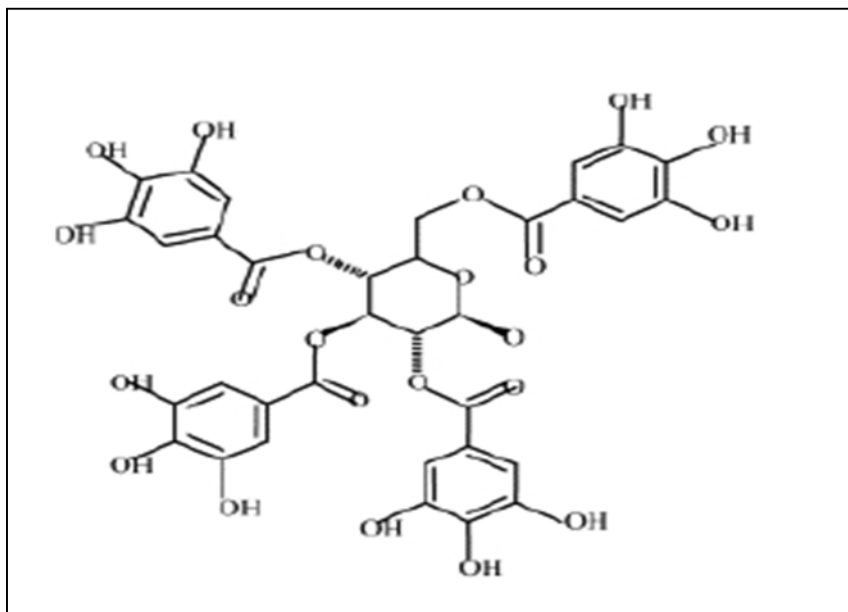


Figure 05 : Structure des tanins hydrolysables (Krause *et al.*, 2005).

a-1-Tanins galliques (Gallo tanins)

Ils donnent par l'hydrolyse des oses et de l'acide gallique (Paris et Hurabielle, 1981).

a-2- Tanins ellagiques (Ellagitanins)

Ils sont scindés par les enzymes en oses et en acide ellagique (Paris et Hurabielle, 1981).

b- Tanins condensés

Ce sont des composés polyphénoliques hétérogènes (proanthocyanidines) : dimères, oligomères ou polymères de flavones, flavan-3-ols, 5flavanols, deoxy-3-flavanols et flavan-3,4diols, ils sont formés par condensation des molécules de flavonoïdes entre elles (figure 06) (fleuriet *et al.*, 2006)_b.

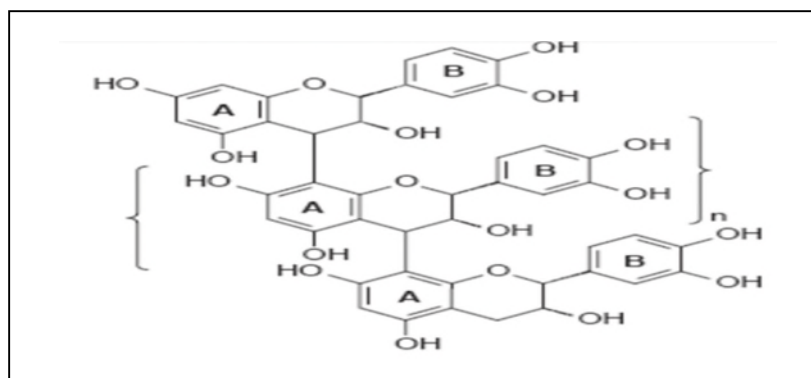


Figure 06 : Structures des tanins condensés (Fleuriet *et al.*, 2006)_b.

II.2.2. Tocophérols

Les tocophérols (figure 07) sont des composés liposolubles, ils regroupent quatre substances dont l'alpha-tocophérol aussi appelé Vitamine E, c'est un antioxydant majeur, le plus active biologiquement (Quinn et Wang, 2006).

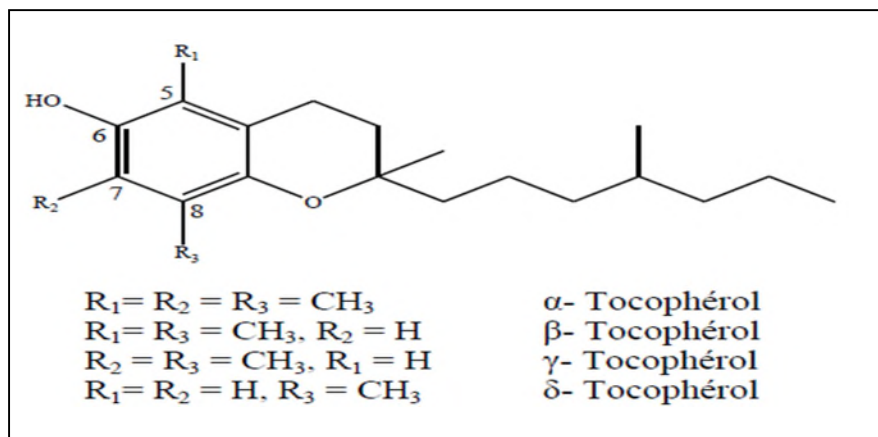


Figure 07 : Structures des tocophérols.

II.2.3. Ascorbate ou vitamine C

La vitamine C est un antioxydant hydrosoluble majeur, réagit rapidement avec l'anion O_2^- et l'oxygène singulet, ou encore avec le peroxyde d'hydrogène. Elle est indispensable par sa capacité à réduire d'autres antioxydants oxydés comme la vitamine E ou les caroténoïdes (Pourrut, 2008).

II.2.4. Caroténoïdes

Sont des pigments végétaux lipophiles formant une famille de plus de 600 molécules notamment le lycopène et le 2-carotène, précurseurs de la vitamine A. Ils sont présents dans les carottes, les fruits rouges et jaunes, les légumes verts et les tomates (Favier, 2003).

III. Stress oxydatif

Dans les circonstances ordinaire normales, des radicaux libres sont produits en permanence et en faible quantité, et cette production physiologique est parfaitement maîtrisée par des systèmes de défense, d'ailleurs adaptatifs par rapport au niveau de radicaux présents (**Favier, 2003**).

Dans ces circonstances normales, la balance antioxydants/pro-oxydants est en équilibre. Si tel n'est pas le cas, que ce soit par déficit en antioxydants ou par suite d'une surproduction énorme de radicaux, l'excès de ces radicaux est appelé stress oxydant (**Favier, 2003**).

III.1. Radicaux libres

Un radical libre est défini comme toute molécule possédant un ou plusieurs électrons non appariés (**André et Jacques, 2004**), cette molécule est très instable et réagit rapidement avec d'autres composants, essayant de capturer l'électron nécessaire pour acquérir la stabilité, une réaction en chaîne débute lorsqu'un radical libre attaque la molécule stable la plus proche en lui arrachant son électron, et la molécule attaquée devient elle-même un radical libre (**Martinez-Cayuela, 1995**).

III.2. Propriétés antioxydantes

De nos jours, Il existe un intérêt croissant vis-à-vis de la biologie des radicaux libres. Ce n'est pas seulement dû à leur rôle dans des phénomènes aigus tels que le traumatisme ou l'ischémie, mais aussi à leur implication dans de nombreuses pathologies chroniques associées au vieillissement tels que le cancer, les maladies cardiovasculaires, inflammatoires et la dégénérescence du système immunitaire (**Guinebert et al., 2005**).

Les polyphénols sont représentés par les flavonoïdes, les acides phénoliques, les tanins, coumarines, stillibènes et les lignanes, suscitent un intérêt croissant de la part des nutritionnistes, des industriels de l'agro-alimentaire et des consommateurs (**Favier, 2006**), ils sont capables d'agir comme des antioxydants (**Apak et al., 2007 ; Laughton et al., 1989**) qui peuvent neutraliser les radicaux libres en donnant un électron ou un atome d'hydrogène. Leurs structures leur confèrent une activité antioxydante aussi importante. Les groupes hydroxyles des polyphénols sont bien des donneurs d'atomes d'hydrogènes ; ils peuvent réagir avec les espèces réactives de l'oxygène (EOR) et les espèces réactives de l'azote, enfin de réaction, le cycle de génération de nouveaux radicaux est interrompu. Suite à l'interaction avec les

espèces réactives initiales, la forme radicalaire de l'antioxydant est produite, ayant une plus grande stabilité chimique que le radical initial. L'interaction des groupes hydroxyles des composés phénoliques avec les électrons du noyau benzénique donne aux molécules des propriétés particulières, notamment la capacité à générer des radicaux libres (figure 08), où le radical est stabilisé par la délocalisation. Le pouvoir antioxydant des composés phénoliques est également attribué à leur capacité à chélater les métaux ioniques et à la précipitation des complexes protéines-polyphénols. Cependant, les composés phénoliques peuvent agir comme des prooxydants (**Pereira et al., 2009 ; Tsao, 2010**).

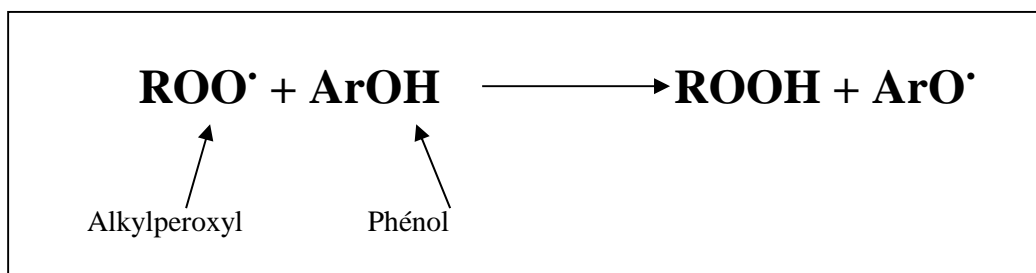


Figure 08 : mécanisme d'action des polyphénols.

IV. Séchage

IV.1. Généralités

Les fruits, les légumes, les céréales, les grains, les plantes et les algues etc. destinés à la consommation alimentaire, pharmaceutique, ou cosmétique, nécessite souvent le séchage, avant d'être utilisés, une opération de prévention permettant leur stockage, leur transport, et facilitant leur transformation (**Karim et al., 2012**).

Le séchage est par définition l'opération dont l'objectif est d'éliminer par évaporation l'eau du corps humide (solide et liquide), le produit final obtenu étant toujours un solide. (**Bimbenet, et al., 2002**).

Dans cette opération deux phénomènes ont lieu : un transfert de chaleur vers le produit pour faciliter l'évaporation de l'eau et un transfert de matière (en général de l'eau à l'état liquide pour le transfert interne et de la vapeur d'eau pour le transfert externe) de produit vers l'atmosphère environnante. Le plus souvent de l'air chaud est utilisé comme un fluide de séchage apportant la chaleur et évacuant l'humidité (**Bimbenet, 1984**).

IV.2. Objectif de séchage

L'objectif principal du séchage est de diminuer l'activité de l'eau (a_w) de divers matériaux périssables qui consiste de convertir ce dernier en produit stabilisées. Il consiste à éliminer l'excès d'humidité d'un produit par évaporation de l'eau qu'il contient aux valeurs <0.5 afin de permettre leur stockage à température ambiante (**Bonazzi et al., 2011**).

IV.3. Séchage au micro ondes

Le séchage par microonde appartient au type de séchage par ébullition et obéit à un transfert de chaleur par rayonnement. Ce rayonnement, issu des ondes électromagnétique, a une fréquence qui se situe entre celle de la lumière infrarouge et celle des ondes de télévision. Sa longueur d'onde est comprise entre 1 mm et 1 m, et sa fréquence varie de 300 Mhz à 300 Ghz, en utilisant comme énergie primaire, l'électricité (**Rougier, 2003**).

IV.4. Séchage à l'étuve

L'air chauffé est mis en contact avec le matériel humide pour faciliter Le transfert de la chaleur, la convection est principalement impliquée, Il faut préciser la consigne de température de l'étuve, le temps de séjour, et la taille de l'échantillon à tester, le choix de ces critères doit être adapté au rapport surface/volume (**Vasseur, 2009**).

I.1. Matière végétale

I.1.1. Description de la plante

Pistacia lentiscus L appartient à la famille des anacardiaceés, appelé localement Amadagh, Tidekth, largement réparti dans les forêts et marquis du nord d'Algérie (Boukhaloua, 2009).

I.1.2. Classification taxonomique

Classification donnée par **bock (2013)** est comme suit :

- Règne :** végétale.
- Division :** Magnoliophyta.
- Classe :** Magnoliopsida.
- Ordre :** Spinales.
- Famille :** Anacardiaceae.
- Genre :** Pistacia.
- Espèce :** Pistacia lentiscus

I.1.3. Collecte

Les baies mures de *Pistacia lentiscus* ont été récoltées en décembre 2016 dans la région du village de Alma Ougnane-Daira de Akbou, à une hauteur de 600 mètre d'altitude, distant de 75 km à l'ouest de Bejaïa (Algérie).

Tableau 3 : Caractéristiques des fruits analysés.

Fruit	Séchage	Echantillon	Origine	Date de récolte	Nom scientifique	Caractéristiques
Pistachier lentisque	Etuve	40°C	Village Alma Ougnane, Akbou, Bejaia.	Décembre 2016	<i>Pistacia lentiscus</i> L.	Petit, subglobuleuse (de 2 à 3 mm), apiculé, monosperme, remplie par nucléole de la même forme; d'abord rouge, il devient noir à sa maturité, qui est complète à l'automne.
		80°C				
		60°C				
	MO	200W				
		400W				
		600W				

Après avoir nettoyé les fruits de *Pistacia lentiscus*, le matériel végétal récolté est divisé en deux parties :

Une partie a été séchée au micro-onde à différentes puissances (200W, 400W et 600W), et l'autre partie a été séchée à l'étuve à différentes températures (40°C, 60°C et 80°C). Après le séchage, les différents échantillons ont été broyés à l'aide d'un broyeur électrique jusqu'à l'obtention d'une poudre fine, puis conservé dans des flacons en verre fermés et stockés à l'abri de la lumière.

I.1.4. Test d'humidité

La détermination de l'humidité est réalisée selon la méthode décrite par **Doymaz et al., (2004)**. Une prise d'essai d'échantillon (1g) est séchée dans une étuve à $105^{\circ}\pm 2^{\circ}\text{C}$ jusqu'à un poids constant. Le taux d'humidité des échantillons est calculé selon la formule suivante :

$$H(\%) = \frac{P_{\text{avant}} - P_{\text{après}}}{P_{\text{avant}}} \times 100$$

Où:

H (%) : Taux d'humidité en pourcentage.

P_{avant} : Poids de l'échantillon avant séchage.

P_{après} : Poids de l'échantillon après séchage.

I.2.Extractions des composés phénoliques

Le matériel végétal broyé (1g) est soumis à une extraction par macération :

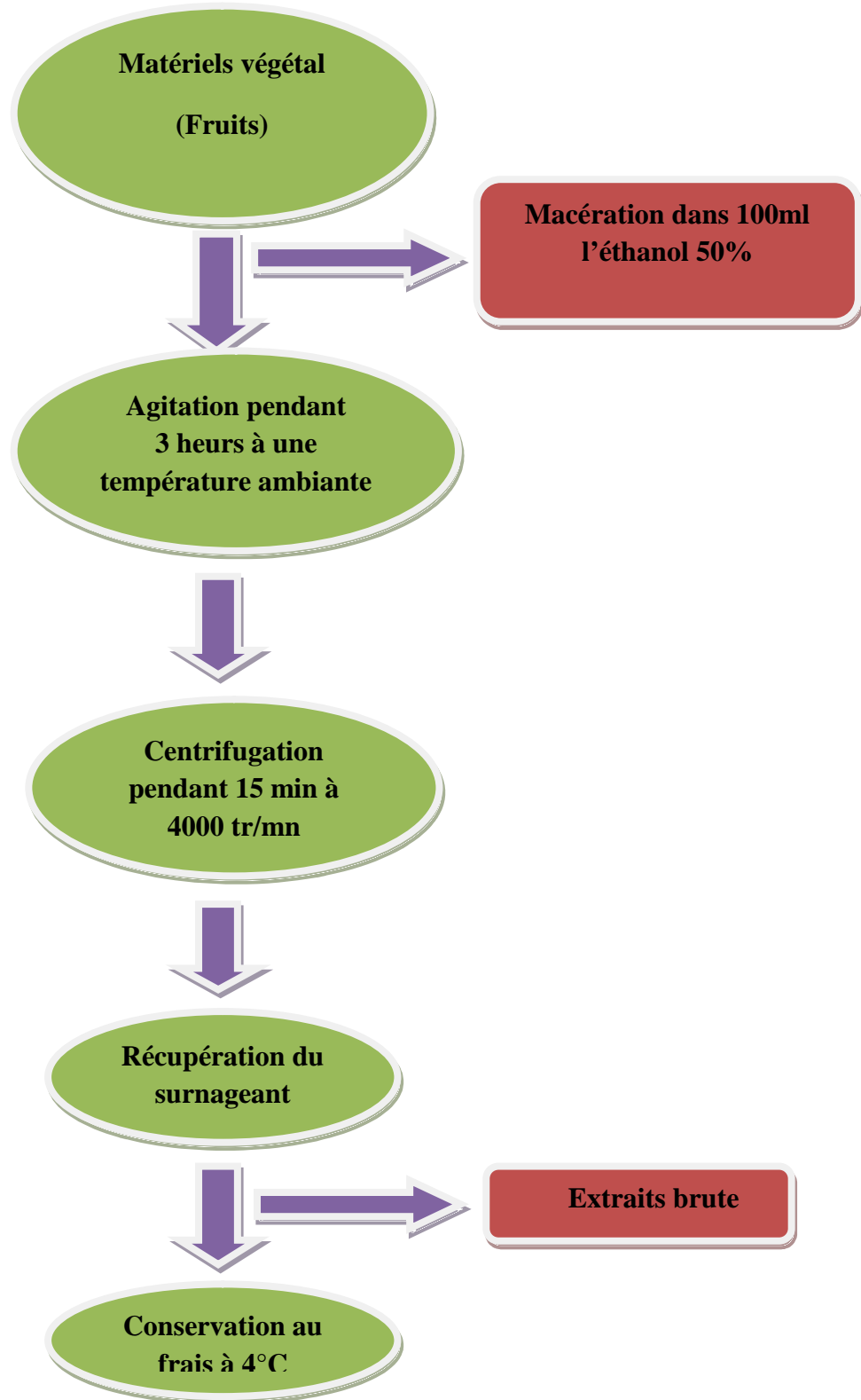


Figure 09 : Extraction des composés phénoliques selon la méthode de **Velioglu et al. (1998)**.

I.3. Dosage des antioxydants

I.3.1. Polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux a été effectué en utilisant le Folin-ciocalteu selon la méthode décrite par **Maisuthisakul et al. (2007)**.

➤ **Principe**

Le folin-ciocalteu est un réactif composée de deux acides (acide phosphotungstique $H_3PW_{12}O_{40}$ et acide phosphomolybdique $H_3PMO_{12}O_{40}$) qui se réduit en milieu basique en tungstène (W_8O_{23}) et en molybdène (MO_8O_{23}) par les composés phénoliques, la coloration bleu est proportionnelle à la teneur des polyphénols (**Samydurai et al., 2012**).

➤ **Mode opératoire**

Le protocole de dosage des polyphénols totaux est illustré sur la figure 10. La teneur en composés phénoliques a été exprimé en équivalent mg d'acide gallique (EAG) par 100 gramme de matière sèche en se référant à une courbe d'étalonnage réalisée dans les mêmes conditions (Annexe IV figure a) (**Maisuthisakul et al., 2007**).

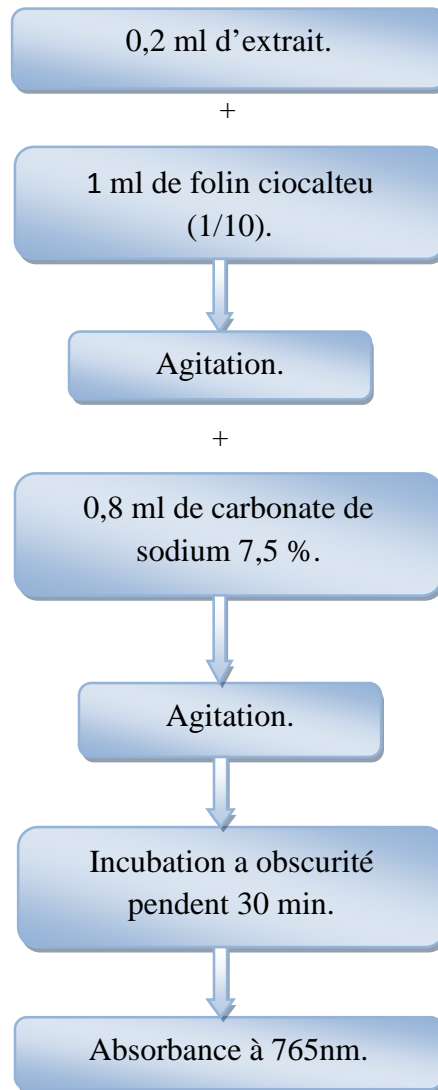


Figure 10 : Dosage des polyphénols totaux (Maisuthisakul et *al.*, 2007).

I.3.2 Flavonoïdes

Le protocole utilisé pour le dosage des flavonoïdes est celui décrit par **Verzelloni (2007)**.

➤ Principe

Les flavonoïdes possèdent un groupement hydroxyle (OH) libre, en position 5 qui est susceptible de donner le groupement «CO», un complexe coloré en présence de chlorure d'aluminium (**Ribereau-Gayon, 1982**).

➤ Mode opératoire

1ml d'extrait dilué sont placés dans un tube à essai en verre avec 0,3 ml de NaNO₂ à 5%. Après 5 minutes, 0,3 ml d'AlCl₃ à 10 % sont ajoutés, et la solution est mélangée à l'aide

d'un vortex. Après 6 minutes, 2 ml de NaOH à 1 M et 10 ml de l'eau distillé sont ajoutés au milieu. Après 10 min à l'obscurité, l'absorbance est lue à 510 nm, et leurs concentrations sont exprimées en milligrammes d'équivalent quercétine par 100g de matière sèche (mg EQ/100g MS) (Annexe IV figure b).

I.3.3. Flavonols

La méthode du trichlorure d'aluminium (AlCl_3) selon **Karunakaran et Kumaran (2007)** est utilisée pour quantifier les flavonols dans les différents extraits de *Pistacia lentiscus* L.

➤ Mode opératoire

2 ml d'échantillon sont ajoutés à 2 ml AlCl_3 à 2%, puis 3 ml d'acétate de sodium (50g / l) sont ajoutés au mélange. L'absorption à 440 nm a été lue après 40 mn à une température ambiante.

La teneur en flavonols est exprimée en milligramme d'équivalent quercétine par 100 gramme de matière sèche (mg EQ/100g MS) (Annexe IV figure c).

I.3.4. Tanins condensés

Les tannins condensés sont déterminés en utilisant la vanilline en milieu acide (**Mélo et al., 2006**).

➤ Principe

Cette méthode est basée sur la capacité de vanilline à réagir avec les unités des tanins en présence d'acide pour produire un complexe coloré mesuré à 500 nm (**Mélo et al., 2006**).

➤ Mode opératoire.

Le protocole de dosage des tanins est illustré sur la figure 11 et leurs concentrations sont exprimées en mg d'équivalent catéchine par 100g de MS à partir de la droite d'étalonnage (Annexe IV figure d).

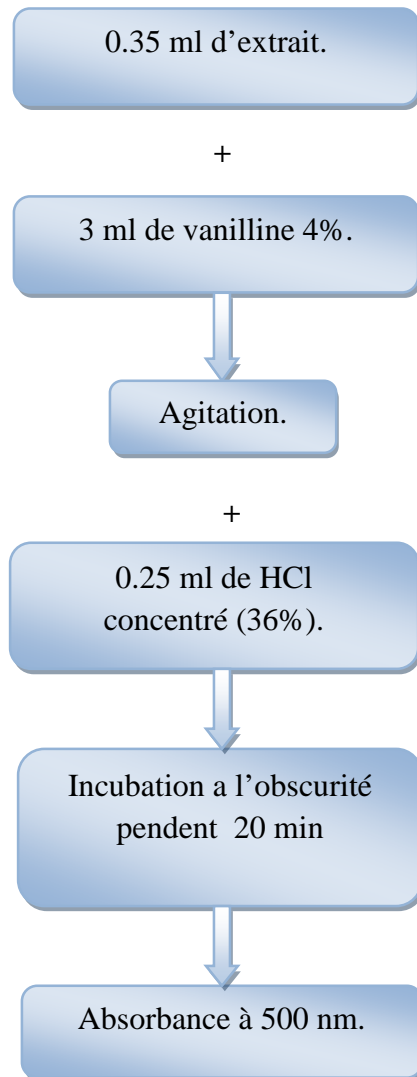


Figure 11 : Dosage des tanins condensés (Mélo et al., 2006).

I.4. Activité antioxydante

I.4.1. Pouvoir réducteur

I.4.1.1. Réduction du ferricyanure de potassium

Le pouvoir réducteur des extraits est déterminé selon la méthode de Gulçin et al. (2002).

➤ Principe

Les antioxydants présents dans les extraits de *Pistacia lentiscus* entraînent la réduction du complexe fer ferrique (Fe^{3+}) de couleur jaune en fer ferreux (Fe^{2+}) qui se traduit par une

coloration bleue verdâtre dont l'intensité est proportionnelle au pouvoir réducteur. Une absorbance élevée indique un pouvoir élevé (**Gulçin et al., 2002**). Les résultats sont exprimés en milligramme équivalent acide gallique par 100 g de matière sèche à partir d'une droite d'étalonnage (Annexe IV figure e).

➤ **Mode opératoire**

Un volume de 1 ml d'extrait est additionné à 2,5 ml de tampon phosphate (0,2M à pH 6,6) et 2,5 de ferricyanure de potassium (1%). Le mélange est incubé à 50° C pendant 20 min ; 2,5 ml de TCA (10%) sont ajoutés dans un tube à essai, puis 1 ml de l'eau distillée sont ajoutés ; 0,2 ml de chlorure ferrique à 0,1% sont ajoutés. L'absorbance est mesurée à 700 nm (**Gulçin et al., 2002**).

Une augmentation de l'absorbance du mélange réactionnel indique une augmentation du pouvoir réducteur (**Gulçin et al., 2002**).

I.4.1.2.Réduction de molybdate d'ammonium

Le pouvoir réducteur au phosphomolybdène est déterminé selon **Mazardi et al. (2008)**.

➤ **Principe**

Cette méthode a été utilisée pour estimer la capacité des échantillons à réduire les ions de métaux de transition avec une solution de réactif contenant le molybdate d'ammonium (4 mM), le phosphate de sodium (28 mM) et l'acide sulfurique (600 mM) (**Mazardi et al., 2008**).

➤ **Mode opératoire**

Le protocole de la réduction de molybdate est illustré sur la figure 12 et la capacité réductrice de l'extrait a été exprimée en milligramme équivalent d'acide ascorbique par 100 gramme de poids sec de l'échantillon à partir d'une droite d'étalonnage (Annexe IV figure f).

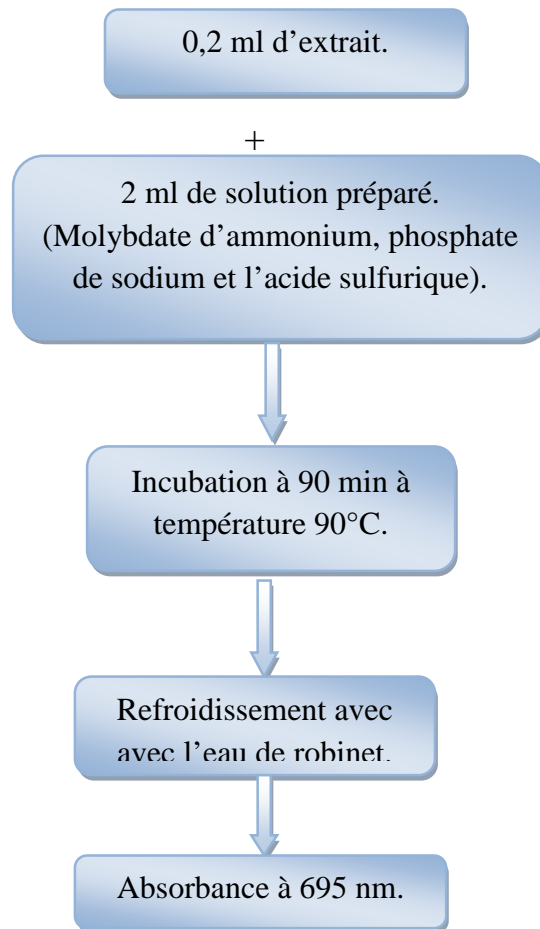


Figure 12 : Pouvoir réducteur au phosphomolybdène (**Mazardi et al., 2008**).

I.4. 2. Activité antiradicalaire

I.4.2.1. Activité antiradicalaire au DPPH

L'activité antiradicalaire des extraits est déterminée en utilisant le radical stable DPPH (**Harris et al., 2009**).

➤ Principe

Le Principe est l'addition du radical libre stable DPPH ou 1,1-diphenyl-2-picrylhydrazyle à une solution éthanolique contenant un composé antioxydant et qui peut céder un atome hydrogène et entraîne un changement de la coloration violette, l'apparition de la forme réduite de DPPH nous donne une couleur jaune (**Ammar et Mohcen, 2009**).

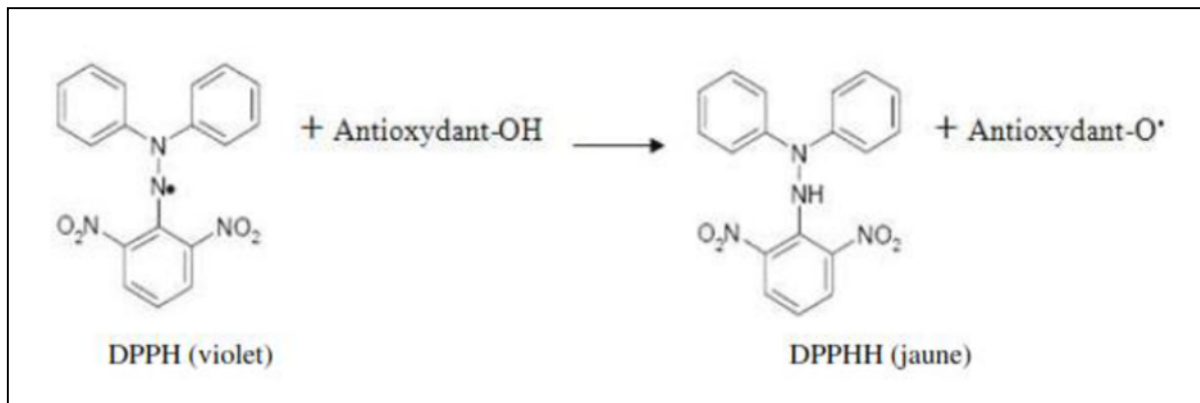


Figure 13 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH (Congo et *al.*, 2012).

Le pourcentage de réduction est donné selon formule suivante : (Harris et *al.*, 2009).

$$\text{Pourcentage d'inhibition} = (A_0 - A_1) / A_0 \times 100$$

A_0 : Absorbance du control.

A_1 : Absorbance de l'échantillon.

➤ Mode opératoire

Le protocole de détermination de pourcentage d'inhibition de radical DPPH est illustré sur la figure 14 :

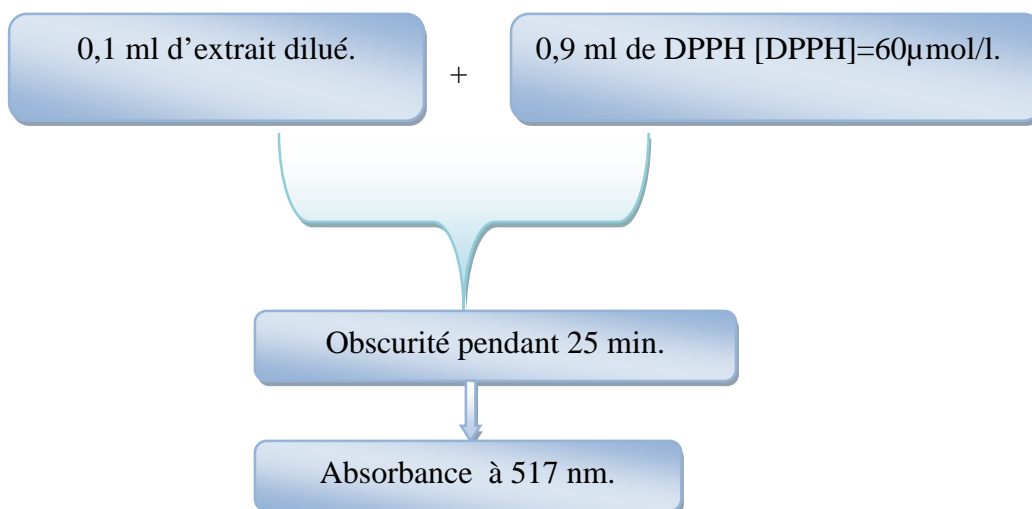


Figure 14 : Détermination d'activité antiradicalaire au DPPH (Harris et *al.*, 2009).

I.4.2.2.activité anti radicalaire au ABTS^{•+}

Le pourcentage d'inhibition du radical ABTS^{•+}est déterminé par la méthode de Froehlicher et *al.* (2009).

➤ **Principe**

Un des radicaux organiques le plus généralement utilisé pour l'évaluation de l'efficacité antioxydante des composés purs et les mélanges complexes, est le cation radical dérivé de l'acide 2,2-azinobis-3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonique (ABTS) (Re et *al.*, 1999).

➤ **Mode opératoire**

Une solution d'ATBS à 7 mM et 2,45 mM persulfate du potassium est préparée dans 25 ml d'eau distillée, cette solution est incubée à l'obscurité pendant 12-16 h à température de 4°C avant d'être utilisée. Cet intervalle de temps permet la génération du radical ABTS^{•+} .

La solution ainsi obtenue est bleu verte et stable. La solution concentrée d'ABTS a été diluée avec de l'éthanol à 95% pour avoir une solution d'absorbance finale de 0,70±0,002 à 734 nm.

Un volume de 100 µl d'extrait est additionné à un volume de 1000 µl ABTS^{•+}. La décoloration par rapport à un blanc ou 100 µl de solvant d'extraction (méthanol 50%) a été ajouté à 100µl de la solution d'ABTS^{•+}. L'absorbance est mesurée au spectrophotomètre à 734 nm après 2,5 min d'incubation à l'obscurité.

Le pourcentage de réduction est donné selon formule suivante : (Re et *al.*, 1999).

$$\text{Pouvoir antiradicalaire de l'ABTS}^{\bullet+} = [(A \text{ Control} - A \text{ échantillon} / A \text{ Control}) \times 100]$$

I.5. Analyse statistique

Une étude statistique des résultats obtenus a été faite dans le but de mise en évidence des différences significative entre les extraits à l'aide du logiciel JMP.7, pour l'analyse de la variance a un seul critère de classification (ANOVA) dont le degré de signification des données est pris à la probabilité de P<0.05

II.1. Taux d'humidité

Le test d'humidité permet de connaître la teneur en eau de nos échantillons.

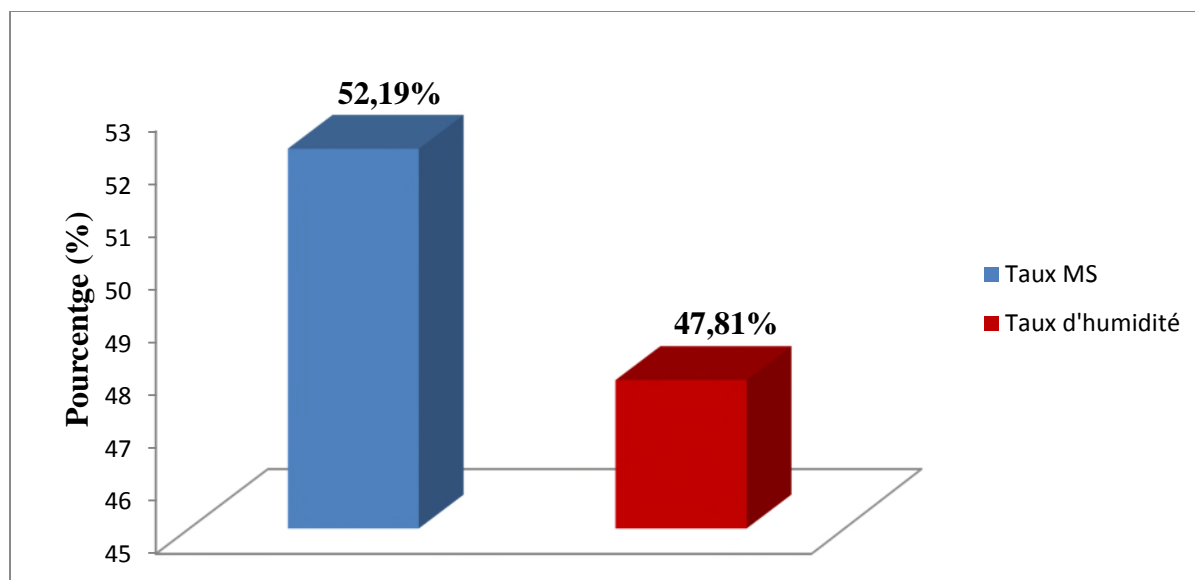


Figure 15 : Taux d'humidité et de matière sèche de fruit étudié.

. Les résultats obtenus sur la figure 15 montrent que les fruits de *Pistacia lentiscus* ont un taux d'humidité de 47,81% et de matière sèche de 52,19%.

Les cellules végétales possèdent de l'eau qui est une source de dégradation de polyphénol par oxydation (**Ribereau-gayon, 1968**).

Pour éviter cette dégradation, on procède à un séchage pour éliminer l'eau, tout en préservant la composition chimique des cellules. Le séchage inhibe aussi les enzymes existantes dans le matériel végétal frais (la polyphénol oxydase) (**Espin et Tomas-Babera, 2001**).

II.2. Antioxydants

II.2.1. Polyphénols totaux

Les teneurs en polyphénols totaux des fruits séchés à l'étuve et au micro-onde sont présentées sur la figure 16.

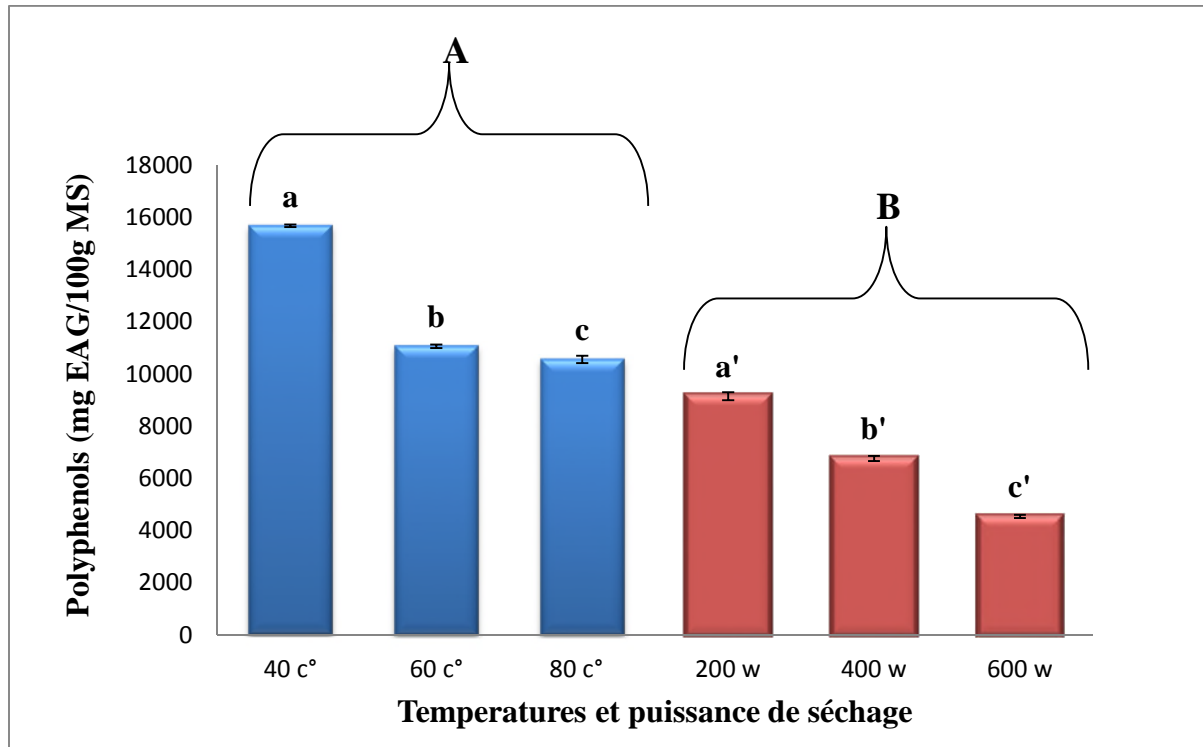


Figure 16 : Teneur en composés phénoliques des extraits séchés de *Pistacia lentiscus* L.

Les valeurs représentent la moyenne des trois mesures.

A, B : effet de la méthode du séchage ($A > B$).

a, b, c : effet du séchage à l'étuve ; a', b', c' : effet du séchage au micro-onde.

❖ Séchage à l'étuve

La figure 16 montre une différence significative ($p < 0.05$) entre les teneurs en polyphénols totaux en fonction de la température de séchage.

Les teneurs en polyphénols totaux des différents extraits étudiés varient de 15680,78 mgEAG/100 g MS (40°C) à 9526,77 mgEAG/100g MS (80°C).

Vanzani et al. (2005) ont déduit que le taux des polyphénols totaux augmente à des températures de 25°C à 55°C. L'augmentation de la température au delà de ces valeurs induit à la dégradation des polyphénols qui sont déjà conservés à des basses températures.

Les teneurs en composés phénoliques totaux obtenues à partir des fruits de *Pistacia lentiscus* séchés à l'étuve sont les plus importantes par rapport à celles des feuilles de cette dernière (13765 mgEAG/100gMS à 40°C) (**Arabi et Boucharguine, 2013**). Cette variation est due à la différence de partie étudiée.

❖ Séchage au micro-onde

La figure 16 montre une différence significative ($p < 0.05$) des teneurs en polyphénol totaux en fonction de puissance de séchage.

La teneur optimale en composés phénoliques issue du séchage au micro-onde est obtenue avec 200W (9308,84 mgEAG/100g MS) et la plus faible avec 600W (4701,12 mgEAG/100g MS).

Dans le cas des fruits de *Pistacia lentiscus* séchés au micro-onde, on remarque la diminution de la teneur en composés phénoliques à partir de 200W jusqu'à 600W. Cette diminution est due à la dégradation de ces dernières par les puissantes radiations lors du séchage et le temps de séjour dans le four micro-onde qui influence sur la composition phénolique (Akyildiz et al., 2004).

Une précédente étude sur les feuilles de *Pistacia lentiscus* séchées a montré que les composés phénoliques sont conservés à des puissances inférieures à 300W (Arabi et Boucharguine, 2013).

Les résultats obtenus, indiquent une différence significative $P < 0.05$ selon la méthode du séchage (étuve et micro-onde), dont la teneur élevée est obtenue avec le séchage à l'étuve (12090,1 mgEAG/100g MS), et la plus faible avec le micro-onde (7081,1 mgEAG/100g MS).

II.2.2. Flavonoïdes

Le principe de leur dosage repose sur la propriété de ses composés à chélater les ions d'aluminium (Berset, 2006).

Les teneurs en flavonoïdes totaux des fruits séchés à l'étuve et au micro-onde sont présentées sur la figure 17.

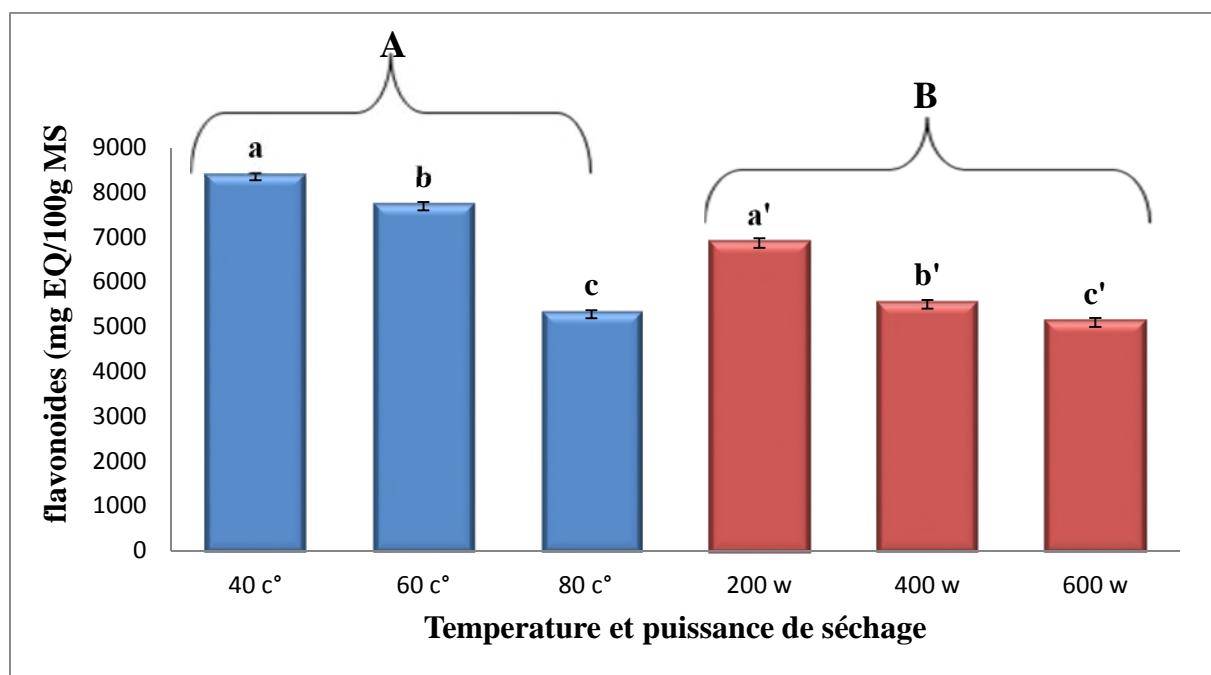


Figure 17 : Teneur en flavonoïdes des extraits séchés de *Pistacia lentiscus* L.

❖ Séchage à l'étuve

Les résultats montrent une différence significative ($p < 0.05$) des teneurs en flavonoïdes en fonction de la température de séchage.

La teneur optimale en flavonoïdes est de 8367,13 mg EQ/100g MS (40°C), et la plus faible est de 5290,73 mg EQ/100g MS (80°C).

Selon **Chan et al. (2009)**, la température élevée provoque la dégradation des flavonoïdes, ce qui confirme nos résultats.

Les teneurs en flavonoïdes des fruits de *Pistacia lentiscus* sont les plus importantes par rapport aux teneurs enregistrées par **Arabi et Boucharguine (2013)** sur feuilles de cette dernière (699 mg EQ/100g MS).

❖ Séchage au micro-onde

Les résultats montrent une différence significative ($p < 0.05$) des teneurs en flavonoïdes en fonction de la puissance de séchage.

Cette présente étude montre que les teneurs en flavonoïdes varient de 6862,74 mg EQ/100g MS (200W) à 5096,34 mg EQ/100g MS (600W).

Arabi et Boucharguine (2013) ont montré que la teneur en flavonoïdes des feuilles de *Pistacia lentiscus* est conservée à une puissance de 400W (837 mg EQ/100g MS). Par contre, dans notre étude sur les fruits de la même espèce, la teneur optimale en flavonoïdes est observée à la puissance de 200W.

Jaiswal et al. (2013) ont confirmé que la teneur en flavonoïdes est considérablement réduite après leurs traitements au micro-onde.

L'étude statistique a montré une différence significative $P < 0.05$ entre les fruits séchés à l'étuve et au micro-onde, dont la teneur élevée est obtenue avec le séchage à l'étuve (7119,11 mgEAG/100g MS à 40°C), et la plus faible au micro-onde (7820,37 mgEAG/100g MS à 200W).

Les résultats obtenus indiquent également l'existence d'une bonne corrélation linéaire positive entre la teneur en composés phénoliques et celle des flavonoïdes, qui présente un coefficient de corrélation de 0.873.

II.2.3.Flavonols

Les teneurs en flavonols des fruits séchés à l'étuve et au micro-onde sont présentées sur la figure 18.

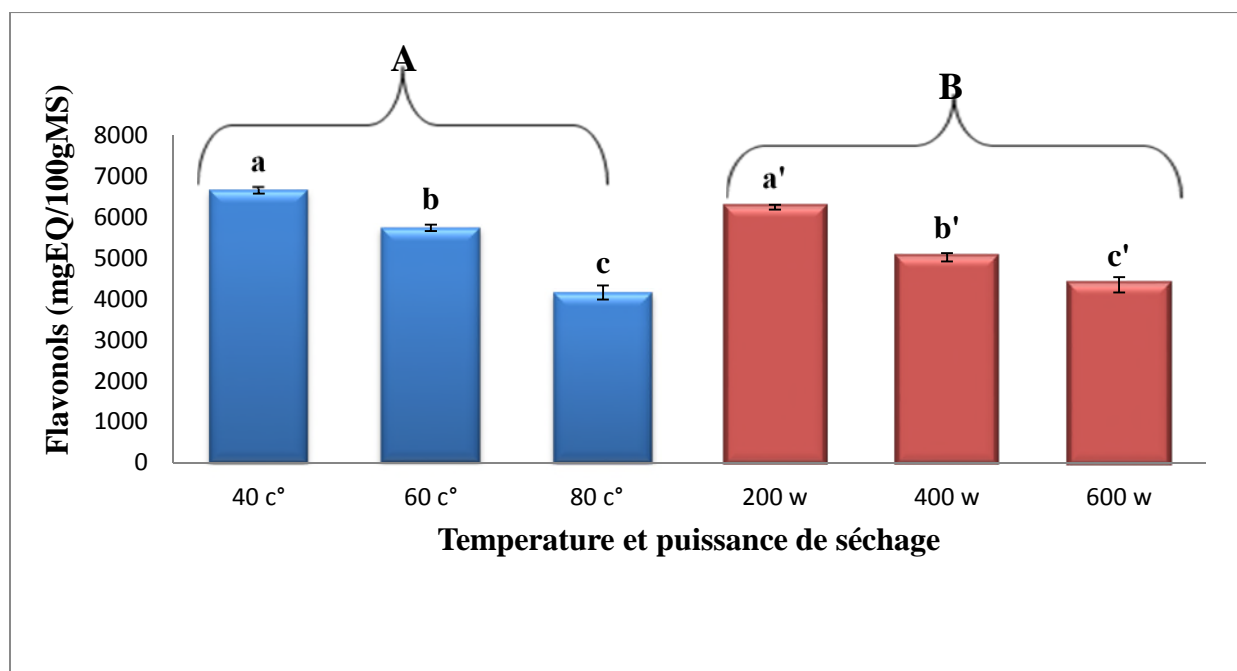


Figure 18 : Teneur en flavonols des extraits séchés de *Pistacia lentiscus* L.

❖ Séchage à l'étuve

Les teneurs en flavonols présentent une différence significative ($p < 0.05$) selon la température de séchage.

D'après les résultats obtenus sur la figure 18, on déduit que la teneur la plus élevée est de 6660,74 mgEQ/100g MS (40°C), et la plus faible est de 4164,19 mgEQ/100g MS (80°C).

Cette diminution est due à la dégradation des flavonols par des températures élevées, ce qui a été confirmé lors de dosage des flavonoïdes.

❖ Séchage au micro-onde

Les teneurs en flavonols présentent une différence significative ($p < 0.05$) selon la puissance de séchage.

La présente étude nous a montré que à la puissance 200W présente la teneur la plus élevée en flavonols (6246,29 mgEQ/100g MS), alors que la teneur la plus faible (4253 mgEQ/100g MS) est obtenue à 600W.

Cette diminution est expliquée par la dégradation des flavonols à des radiations supérieures à 200W dans la matrice végétale, ce qui a été confirmé lors de dosage des flavonoïdes.

L'analyse de l'ensemble de nos résultats montre que les teneurs en flavonols des extraits séchés à l'étuve et au micro-onde ne présentent pas une différence significative ($P < 0.05$) selon la méthode de séchage (5522,66 ; 5206,89 mgEQ/100g MS).

L'analyse statistique indique l'existence d'une bonne corrélation positive entre les teneurs en flavonols et en polyphénols totaux des extraits ($R = 0.757$).

II.2.4. Tanins condensés

Les teneurs en tanins condensés des fruits séchés de *Pistacia lentiscus* à l'étuve et au micro-onde sont présentées sur la figure 19.

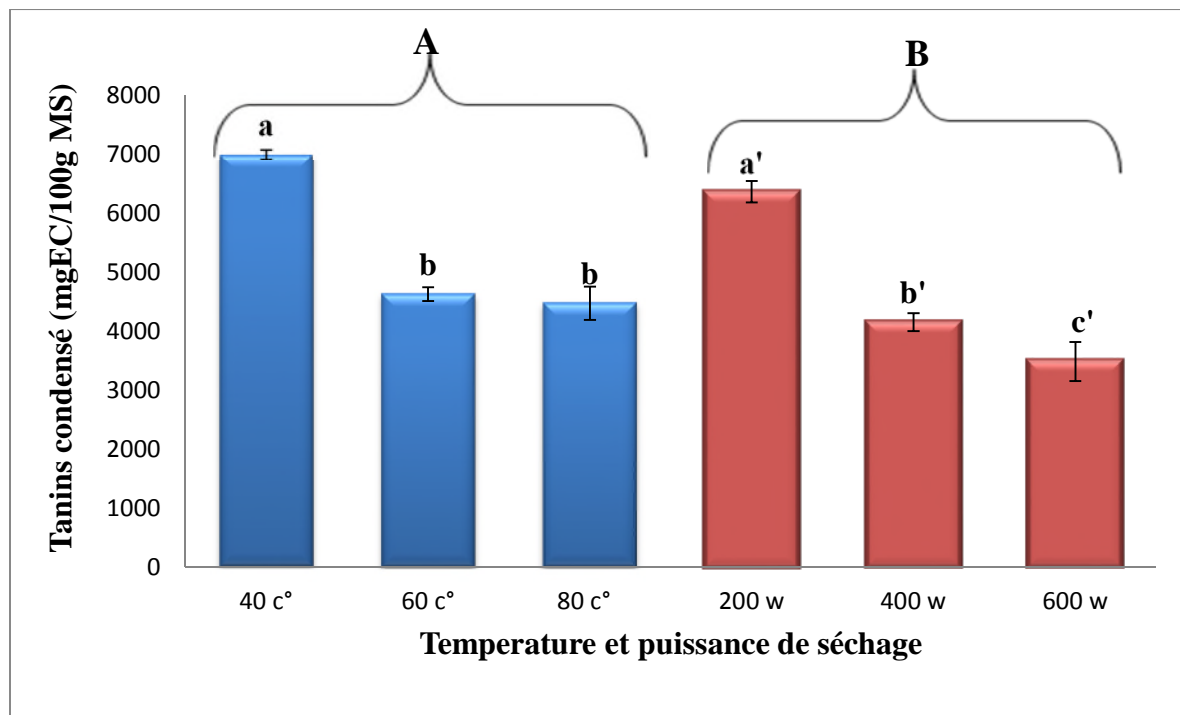


Figure 19: Teneur en tanins condensés des extraits séchés de *Pistacia lentiscus* L.

❖ Séchage à l'étuve

Les résultats montrent une différence significative ($p < 0.05$) des teneurs en tanins condensés de l'extrait séché à 40°C et celles séchées à 60 et 80°C, alors que, les extraits séchés à 60°C et 80°C ne présentent pas une différence significative ($p < 0.05$) en fonction de température de séchage.

Les résultats obtenus, révèlent que c'est à 40°C qu'on obtient la teneur la plus élevée en tanins condensés qui est de 7007,7 mgEC/100g MS, par contre la teneur la plus faible est observée avec l'extrait séché à 80°C (4477,44 mgEC/100g MS).

À des températures supérieures à 40°C, les tanins condensés sont dégradés. **Azaizeh et al. (2013)** ont rapportés qu'à des températures élevées, les polyphénols et les tanins condensés en particulier sont affectés.

Ces teneurs sont inférieures par rapport à une étude précédente sur les feuilles de la même espèce avec les mêmes températures de séchage (7622 ; 7526 mgEC/100g MS) (**Arabi**

et Boucharguine, 2013). Cette variation est due à la différence des parties étudiées (fruits, feuilles).

❖ Séchage au micro-onde

La figure 19 montre que les teneurs en tanins condensés présentent une différence significative ($p < 0.05$) selon la puissance de séchage.

La teneur la plus élevée (6369,63 mgEC/100g MS) est obtenue avec l'extrait séché à 200W, alors que la teneur la plus faible (3487,34 mgEC/100g MS) est celle de l'extrait séché à 600W.

Cette diminution peut être expliquée par le pouvoir de pénétration des radiations supérieur à 200W dans la matrice végétale, qui dégradent les tanins.

Juane *et al.* (2011) ont démontré que la puissance des radiations et la durée de séchage au micro-onde influencent sur la composition phénolique des matrices végétales.

Dans une étude précédente sur les feuilles de *Pistacia lentiscus*, Arabi et Boucharguine (2013) ont démontré que la teneur des tanins condensés est conservée à des puissances inférieures à 400W (8011 mgEC/100g MS), et que les teneurs des fruits sont plus importantes que celle des feuilles.

D'après l'analyse statistique, les teneurs moyennes en tanins condensés des extraits séchés à l'étuve (5309,86 mgEC/100g MS) et au micro-onde (4671,80 mgEC/100g MS) ne présentent pas de différence significative ($p < 0.05$).

L'analyse statistique des résultats de la présente étude indique l'existence d'une bonne corrélation positive entre les teneurs en tanins condensés et en polyphénols totaux ($R = 0.831$).

II.3. Activité antioxydante

II.3.1. Pouvoir réducteur

II.3.1.1. Réduction du ferricyanure de potassium

Le pouvoir réducteur au ferricyanure de potassium des fruits séchés de *Pistacia lentiscus* à l'étuve et au micro-onde sont présentées sur la figure 20.

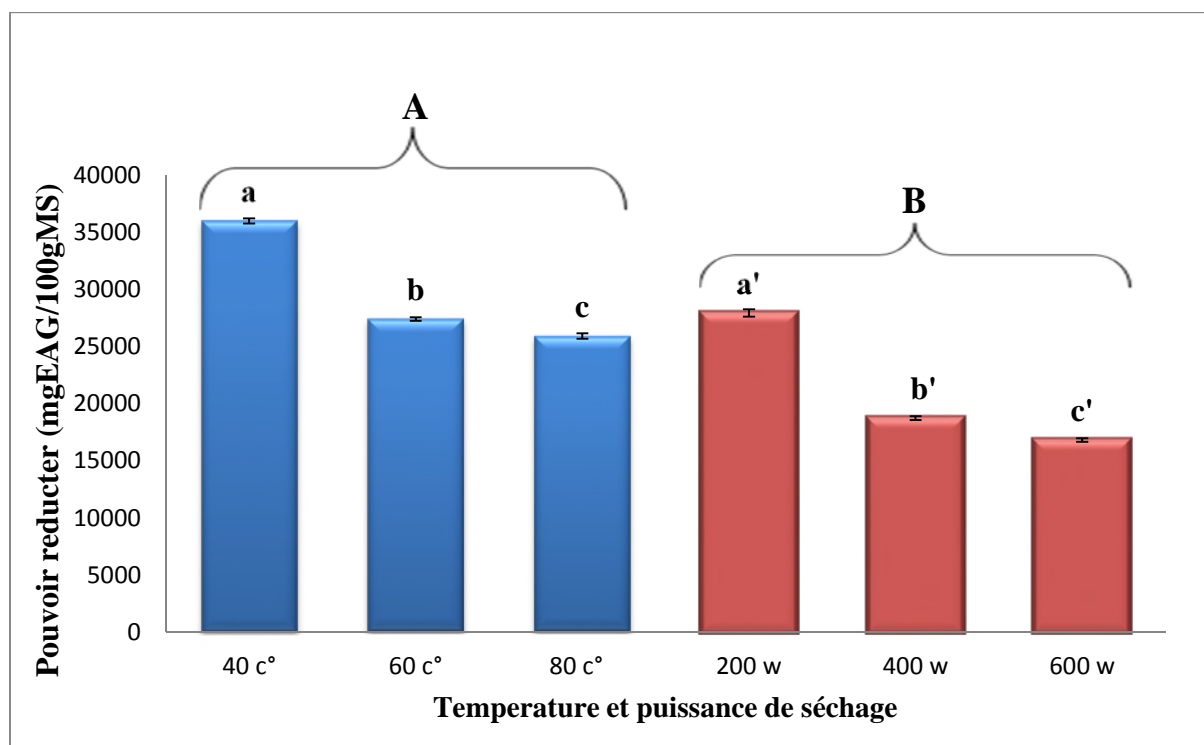


Figure 20 : Pouvoir réducteur au ferricyanure de potassium des extrais séchés.

❖ Séchage à l'étuve :

Cette présente étude montre une différence significative ($p < 0.05$) des pouvoirs réducteurs en fonction de la température de séchage.

L'extrait séché à la température 40°C manifeste un pouvoir réducteur plus élevé (36220,82 mgEAG/100g MS) que celui de 60 et 80°C (27558,34 ; 25942,54 mgEAG/100g MS), Cette variation est due à la différence des teneurs en tanins condensés dans les différents extraits.

Pistacia lentiscus est connue pour sa richesse en gallotannins, ce dernier ayant un grand nombre de groupements hydroxyles incluant le groupe o-dihydroxyle qui lui confère une forte activité réductrice des ions ferriques en ions ferreux (**Mansouri et al., 2005**).

À partir des études précédentes sur les feuilles de même espèce réalisée par **Cheraft (2011)**, on déduit que les fruits de *Pistacia lentiscus* ont une capacité réductrice inférieure à celle des feuilles.

❖ Séchage au micro-onde

La figure 20 montre des différences significatives ($p < 0.05$) des pouvoirs réducteurs selon la puissance de séchage.

Le pouvoir réducteur le plus élevé (27947,33 mgEAG/100g MS) apparaît à 200W, et le plus faible (16831,42 mgEAG/100g MS) à 600W.

Ces résultats peuvent être expliqués par la présence des composés donneurs d'électrons qui entraînent la réduction de Fe^{3+} en Fe^{2+} . Plus la teneur des extraits en composés phénoliques augmente, plus il y a apport d'antioxydant et plus le pouvoir réducteur augmente (**Amessis, 2007**).

Les pouvoirs réducteurs des extraits séchés à l'étuve et au micro-onde sont significativement différents ($P < 0,05$), avec des pouvoirs réducteurs de 29792,5 ; 21120,1 mgEAG/100g MS respectivement.

L'analyse statistique des résultats de la présente étude indique l'existence d'une bonne corrélation positive entre le pouvoir réducteur au ferricyanure de potassium ($FeCl_3$) et les polyphénols totaux, flavonoïdes, flavonols et tanins condensés ($R = 0,975 ; 0,858 ; 0,758 ; 0,872$ respectivement).

II.3.1.2. Réduction du phosphomolybdate d'ammonium

La capacité réductrice au phosphomolybdate d'ammonium des fruits de *Pistacia lentiscus* séchés à l'étuve et au micro-onde sont présentés sur la figure 21.

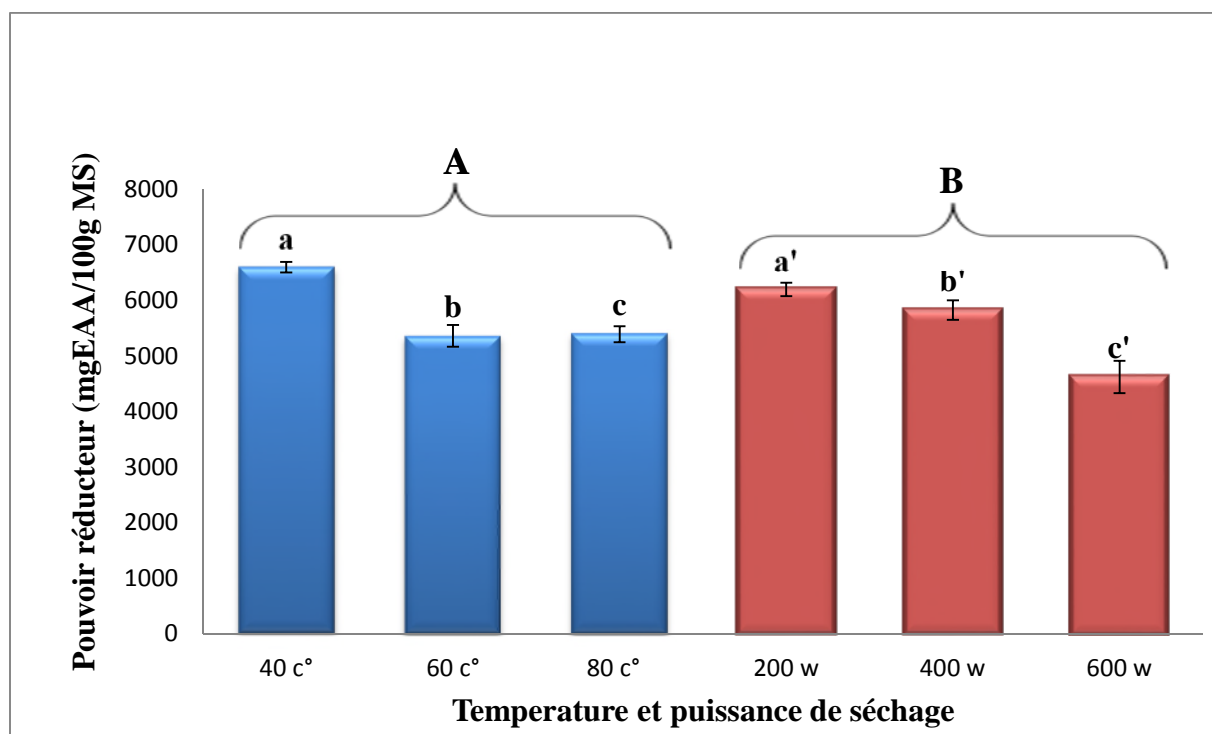


Figure 21 : Pouvoir réducteur au phosphomolybdate d'ammonium des extraits séchés.

❖ Séchage à l'étuve

Les résultats obtenus sur la figure 21 montrent une différence significative ($p < 0.05$) des pouvoirs réducteurs en fonction de la température de séchage.

D'après les résultats obtenus, l'extrait séché à 40°C possède un pouvoir réducteur au phosphomolybdate d'ammonium puissant (6597,11 mgEAA/100g MS), par contre l'extrait séché à 80°C présente un pouvoir réducteur qui ne dépasse pas 5393,25 mgEAA/100g MS.

D'après l'étude effectuée par **Konyaliog lu et al. (2005)** sur les feuilles de figuier, une relation est constatée entre la capacité réductrice au phosphomolybdate d'ammonium et la teneur en polyphénol et en flavonoïde. Plus les teneurs en composés phénoliques augmentent plus le pouvoir réducteur augmente.

❖ Séchage au micro-onde

Les résultats obtenus sur la figure 21 montrent une différence significative ($p < 0.05$) des pouvoirs réducteurs selon la puissance de séchage.

La présente étude nous a montrée que le pouvoir réducteur le plus important est enregistré à la puissance 200W (6195,82 mgEAA/100g MS), alors que le plus faible est observé à 600W (4462,27 mgEAA/100g MS).

L'activité antioxydante dépend de la teneur en composés phénoliques et la position des groupements hydroxyles (**Jayaprakaska et al., 2008**). Généralement, les polyphénols avec un nombre élevé de groupements hydroxyles présentent l'activité antioxydante la plus élevée (**Heim et al., 2002**) due à leur pouvoir de donner plus d'atomes pour stabiliser les radicaux libres (**Torres et al., 2007**).

Les pouvoirs réducteurs des extraits séchés à l'étuve et au micro-onde ne présentent pas une différence significative ($P < 0,05$), avec des pouvoirs réducteurs de 5783,8 ; 5548,42 mgEAG/100g MS respectivement.

L'analyse statistique des résultats de la présente étude indique l'existence d'une bonne corrélation positive entre le pouvoir réducteur au ferricyanure de potassium et les polyphénols totaux, flavonoïdes, flavonols et tanins condensés ($R = 0,736 ; 0,656 ; 0,795 ; 0,857$ respectivement).

II.3.2. Activité antiradicalaire

II.3.2.1. Neutralisation de radical DPPH

Dans ce test les antioxydants réduits décolorent le radical DPPH, en le transformant en un composé jaune le diphenyl picryl hydrazine. L'ampleur de la réaction dépendra de la capacité des antioxydants à donner l'hydrogène (**Ardestani et Yazdanparast, 2007**).

Les pourcentages d'inhibition du radical DPPH des fruits séchés de *Pistacia lentiscus* à l'étuve et au micro-onde sont présentés sur la figure 22.

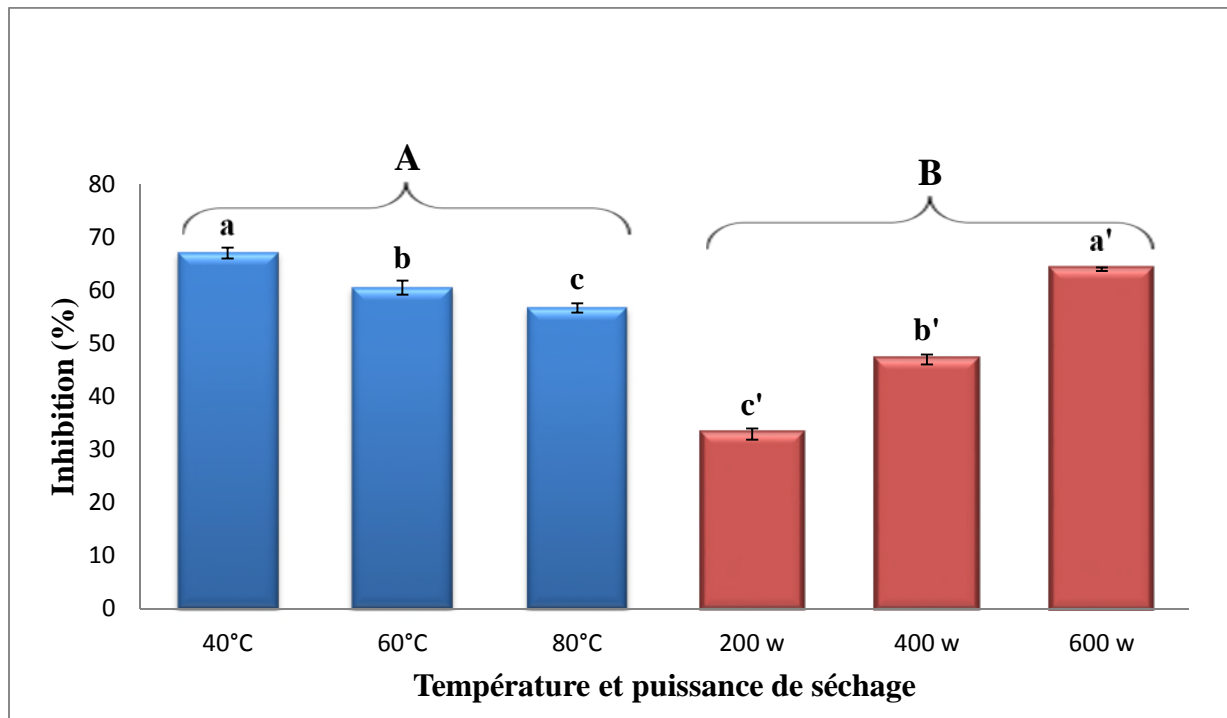


Figure 22 : Activité antiradicalaire (DPPH) des extraits séchés.

❖ Séchage à l'étuve

Cette présente étude illustre bien une différence significative ($p < 0.05$) des activités antiradicalaires au DPPH selon la température de séchage. Avec la température 40°C, les fruits de *Pistacia lentiscus* séchés possèdent un pouvoir antiradicalaire (67.04 %) plus important que celui de 60°C (60.54 %) et de 80°C (56.69 %).

Cette différence de l'activité antiradicalaire (DPPH) peut être expliquée par la différence des teneurs en composés phénoliques et en flavonoïdes qui ont un pouvoir d'agir comme des agents réducteurs en donnant plus d'atomes pour stabiliser les radicaux libres (Pietta, 2000).

Selon Atmani et al. (2009), les feuilles de *Pistacia lentiscus* ont une activité antiradicalaire (DPPH) de 93%. Ce résultat est supérieur à celui de la présente étude.

❖ Séchage au micro-onde

L'activité antiradicalaire (DPPH) des fruits de *Pistacia lentiscus* séché au micro-onde montre une différence significative ($p < 0.05$) selon la puissance de séchage, elles varient entre 64.01 % (600W) et 32,95 % (200W).

L'augmentation de pourcentage d'inhibition des radicaux DPPH est due au clivage et libération des composés phénoliques à des puissances plus élevées, ce qui induit à une forte activité anti radicalaire, ce qui a été confirmé par **Hayete et al. (2010)**.

L'activité inhibitrice du radical DPPH ne dépend pas uniquement de la teneur en antioxydants y compris les polyphénols, mais aussi de la structure et les interactions existantes entre les différentes formes (**Turkmen et al., 2006**).

L'activité antiradicalaire des extraits séchés à l'étuve et au micro-onde présentent une différence significative ($P < 0,05$), avec des pouvoirs inhibiteurs de 61,42 ; 47,95 % respectivement.

La détermination des coefficients de corrélation entre l'activité antiradicalaire (DPPH), les polyphénols et les flavonoïdes a montré l'existence d'une faible corrélation positive ($R = 0,211$ et $R = 0,164$) respectivement, et des corrélations négative avec les flavonols ($R = -0,155$) et les tanins condensés ($R = -0,182$).

II.3.2.2. Neutralisation du radical ABTS

Les pourcentages d'inhibition du radical ABTS⁺ des fruits séchés de *Pistacia lentiscus* à l'étuve et au micro-onde sont présentés sur la figure 23.

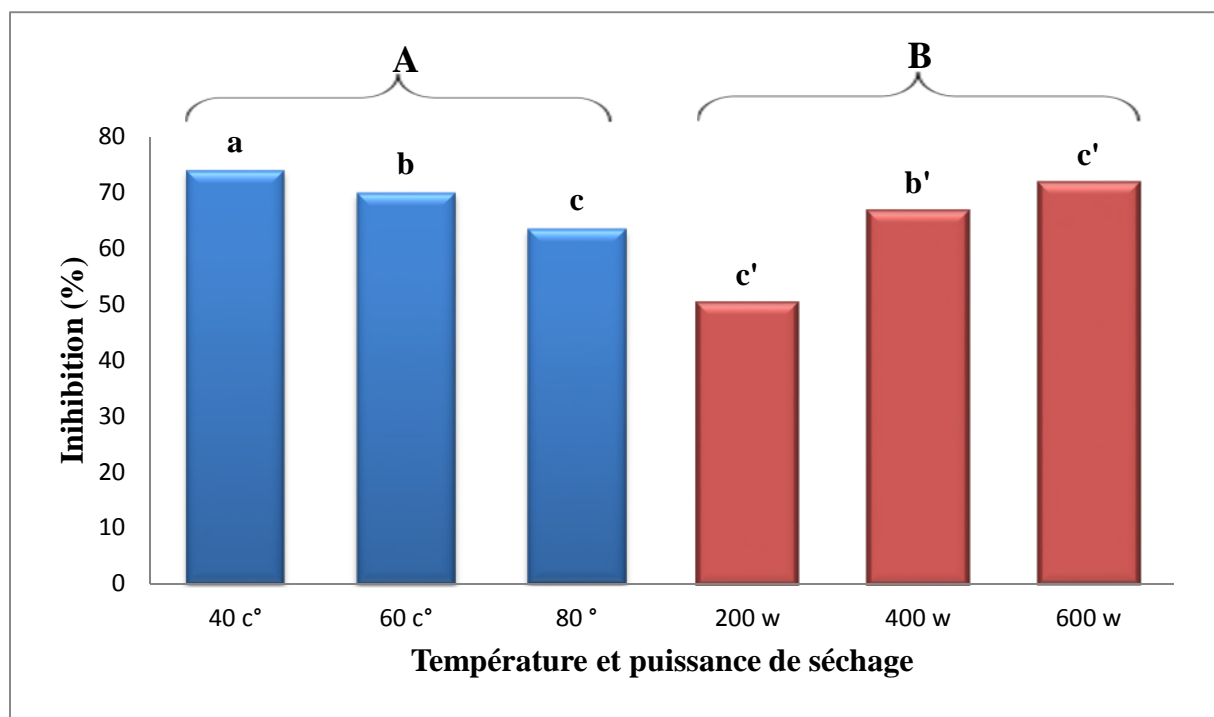


Figure 23 : Activité antiradicalaire (ABTS⁺) des extraits séchés.

❖ Séchage à l'étuve

D'après les résultats obtenus sur la figure 23, on constate qu'il y a une différence significative ($p < 0.05$) des pourcentages d'inhibition du radical ABTS⁺ en fonction de température de séchage, l'extrait séché à 40°C possède le meilleur pouvoir antiradicalaire (74,54 %), alors que le plus faible est observé à 80°C (62,62%).

Cette bonne activité peut être expliquée par la richesse des flavonoïdes en groupements hydroxyles (**Bhourri et al., 2012**), en effet ces métabolismes secondaires selon **Nijveldt et al. (2001)**, sont connus par leurs stabilisations des radicaux libres grâce à la haute réactivité de leurs groupements hydroxyles.

Des résultats ont été rapportés par une étude réalisée par **Bhourri et al. (2012)** sur les fruits de *Pistacia lentiscus* indique que les pourcentages d'inhibition du radical ABTS⁺ peuvent atteindre 99%.

❖ Séchage au micro-onde

Les résultats obtenus sur la figure 23 montrent une différence significative ($p < 0.05$) selon l'intensité de séchage. Le pourcentage d'inhibition du radical ABTS⁺ varie entre 71,51 % à la puissance 600W et 50,53 % à 200W.

L'augmentation de pourcentage d'inhibition de radical ABTS⁺ est proportionnelle avec la puissance de séchage, ce qui a été confirmé dans le test de piégeage de radical DPPH après le séchage au micro-onde.

Au terme d'analyse, il semblait que les résultats obtenus concernant l'activité antiradicalaire au ABTS⁺ a montré l'absence d'une différence significative ($P < 0.05$) entre les extraits séchés à l'étuve et au micro-onde, avec des pouvoirs inhibiteurs de 69,11 % et 62,69 % respectivement.

La détermination des coefficients de corrélation entre l'activité antiradicalaire au ABTS, les polyphénols et les flavonoïdes a montré l'existence d'une faible corrélation positive ($R = 0,117$ et $R = 0,142$) respectivement, et des corrélations négative avec les flavonols ($R = -0,114$) et les tanins condensés ($R = -0,235$).

Conclusion

Pistacia lentiscus a été choisie en raison de son utilisation en médecine traditionnelle dans le sud de la méditerranée, notamment en Kabylie.

Cette étude réalisée, avait pour objectifs de comparer deux procédés de séchage et leur effet sur la quantité des composés phénoliques de *Pistacia lentiscus L* et l'évaluation de leurs pouvoirs antioxydants.

L'évaluation quantitative des polyphénols totaux, indique que la teneur optimale est attribuée au séchage à l'étuve à 40°C (11062,68 mgEGA/100gMS), et au micro-onde à 200W (9308,84 mgEGA/100g MS).

Et d'autre part le dosage des flavonoïdes et flavonols nous a indiqué que la teneur optimale en flavonoïdes est de 8367,13 mgEGA/100g MS pour le séchage à l'étuve (40°C), et de 6862,74 mgEGA/100g MS pour les fruits séchés au micro-onde à 200W. Pour les flavonols la valeur optimale est de 6690,34 mgEGA/100g MS à l'étuve (40°C), et de 6369,63 mgEGA/100g MS au micro-onde (200W).

Par ailleurs les résultats de dosage des tannins condensés montrent que la teneur optimale est de 7007,7 mgEGA/100g MS pour le séchage à l'étuve (40°C), et de 6369,63 mgEGA/100g MS pour le séchage au MO (200W).

Concernant la réduction du fer ferrique, les résultats montrent que l'extrait issu de séchage à l'étuve (40°C) a un pouvoir de 36220,82, et de 27947,33 pour les fruits séchés au MO (200W).

Et pour la réduction au phosphomolybdate, les résultats montrent que le séchage à l'étuve montre la teneur la plus élevée qui est de 6597,11 mg EAA/100g MS (40°C), et de 6195,82 mg EAA/100g MS au micro-onde (200W).

Les extraits présentent une activité antiradicalaire très importante contre le radical DPPH, le pourcentage le plus élevé est observé avec les fruits séchés à l'étuve (40°C) avec 67,04 % et de 64,01 % pour celle séchés au MO (600W). Pour l'ABTS le pourcentage d'inhibition le plus élevé est de 74,54 % pour le séchage à l'étuve (40°C) et de 71,51 % pour le MO (600W).

Vue les résultats obtenues, il existe une relation entre les activités antioxydantes et les composés phénoliques, cela estime que les composés phénoliques seraient probablement responsable de ces activités.

L'évaluation des effets du séchage par les deux méthodes sur l'activité antioxydante des composés phénoliques révèle que le séchage à l'étuve est plus conservable des composés phénoliques, mais le micro-onde est plus avantageux du point de vue de temps.

Comme les résultats obtenus, ne constituent qu'une première étape dans la recherche des substances, de source naturelle, biologiquement actives, nous pouvons émettre certaines perspectives à envisager dans cet axe de recherche et compléter ainsi notre projet, il s'agit de :

- Optimiser les conditions d'extraction ;
- l'étude phytochimique : isolation, caractérisation, et identification de métabolites secondaires de *Pistacia lentiscus L.*, en utilisant des techniques d'identification plus performantes (chromatographies couplées à des techniques spectroscopiques telles que RMN) ;
- Evaluer *in vivo* l'activité antioxydante des composés isolés pour une meilleure compréhension du mode d'action de ces molécules antioxydantes.

A

Akyildiz A., Aksay S., benli H., Kiroglu F., Fenercioglu H. (2004). Determination of changes in some characteristics of persimmon during dehydration at different temperatures. *Journal of food Engineering*, 65(1): 95-99.

Amaechna F.C., Ayid B.A., Omagbai E.K. (2007). Pharmacognosy and hypotensive evaluation of focus exasperate vahl leaf. *Acta poloniae pharmaceutica* 64: 543-546.

Ameesis N. (2007). Etudes du pouvoir antioxydant des extraits phénoliques des plantes médicinales de la région de basse kabylie. Université Abderahmane Mira (Bejaia). Thèse de magistère. P 70.

Anklan E., Wollgast E. (2000). Change in composition during the manufacture of chocolate and methodology for identification *food research international* 33: 423-447.

Apak, R., Güçlü, K., Demirata, B., Özyürek, M., Çelik, S. E., Bektaşoğlu, B., Berker, K. I. & Özyurt, D. (2007). Comparative evaluation of various total antioxidant capacity assays applied to phenolic compounds with the CUPRAC assay. *Molecules* 12, 1496-1547.

Arabi T., et boucherguine Y. (2013). Etudes coarative de séchage en terme de cinétique et de qualité phénolique etude phénoménologique. *Mimoire de fin de cycle* pp :40

Ardestani a., et Yazdanparast R. (2007). Antioxidant and free radical scavenging potential of *Achillea santolina* extracts. *Food Chem* . 104 : 21-29

Azaizeh H., Halehle F., Abbas N., Markovics A., Muklada H., Ungar ED., Landau SY. (2013). Polyphenols from *Pistacia lentiscus* and *Phillyrea latif* impair the exsheathment of gastro-intestinal nematode larvae. *Veterinary parasitology*, 191(1-2):44-50.

B

Bahorun T. (1997). Substances naturelles actives. La flore Mauricienne .une source d'approvisionnement potentielle. *Food and Agricultural Research council Mauritius*. pp 83-94.

Beloued A. (1998). Plantes médicinales d'algérie. Département De Botanique A L'institut Nationalagronomique d'El-Harrch-Algérie.P: 277

Bimbenet J.J., Duquenoy A., et Trystram G. (2002). Génie des procédés alimentaire des : bases aux applications.P : 391-439.

Bimbenet J.J. (1984). Le séchage dans les industries agricoles et alimentaire (cahiers du GIA, SEPAIC). Paris, France.p:911-919.

Bock B. (2013). Pistacia lentiscus L. base de données nomenclature de flore de France (2) <http://www.tela-botanica.org>.

Bougandoura N. (2011). Pouvoir antioxydant et antimicrobien des extraits d'espèces végétales *Sature jacalamintha ssp nepta* (nabta) et *AjugaivaL.* (chendgoura) de l'ouest d'Algérie.mémoire magister, université Tlemcen.P : 26-29.

Borrelli F., Izzo A.A. (2000). The plant kingdom as a source of anti-ulcer remedies. *Phytother.P* : 14: 581-591.

Boukeloua (2009). Caractérisation botanique et chimique et évaluation pharmacotoxicologique d'une préparation topique à base d'huile de *Pestacia lentiscus L* (Anacardiaceae). Mémoire de Magister en biologie Spécialité: biotechnologie végétale. Université Mentouri de Constantine, Algérie. P : 79.

Bounazzi C., et Dumoulin E. (2011). Quality in food materials as influenced by drying processes. *Modern drying technology*. 3: p35.

Bruneton J. (1999).pharmacognosie, phytochimie plante medicales 3^{ème} edition. Tec & doc. Paris, pp. 227-385.

C

Castaneda O.A.M.d., L. pacchecohzrnandez M.E., Paez H.J.A., Rodriguez CA., Galan V. (2009). " Chemical studies of anthocyanins A review " *food chemistry* 113 (4) : 859-871.

Chan EWC., Lim Y.Y., Wong S.K., Tan S.P., Lianto F.S., Yong M.Y.(2009). Effects of different drying methods on the antioxidant properties of leaves and tea of ginger species. *Food chemistry*, 112(1): 166-172.

Chira k., saucier C., suhj-h., tiessedre P.L. (2008). Phytonutrition fondamentale : les polyphénols du raisin, *phytotherapy recherche* 6 :75-82.

Congo M. (2012). Etude des propriétés antiradicalaire et antiproliferative d'extraits de feuilles et de rameaux de *Salvadora Persica L.* (Salvadoraceae).Thèse de pharmacie. Université d'Ouagadougou Burkina Faso : 42p.

Costala V., Bighelli A., Casanova J. (2000).intra spécifique chemical variability of essential oil *Pistacia lentiscus L.* Frome corsica, *biochemical systematics and ecologic*.1:28.P 79-88.

Crozier A., clifford M.N., Ashittara H. (2006).plant secondary metabolites: occurrence, structure and role in the human Dict.Eft Blackwell publishing Ltd.

Chyssavgi G., Vassiliki P., Athanasios M., kibouris T., micheal K. (2008). Essential oil composition of *pistacia lentiscus L* and *myrtus communis L*: Evaluation of antioxidant capacity of methanolic extracts. *Food chemistry*. 107 p 1120-1130.

D

Dedoussis G., Kaliora A.C., Chiou A., Mylonoa A., Paadopaolos G.N., Andrikopoulos N.K. (2004). Antiathérogènic effect of *Pistacia lentiscus* via GSH respiration and downregulation of CD36 mRNA expression . *Atherosclerosis* .174 : 293-303.

Dogan Y., Bastar S., Aydin H., Mert H.H. (2003). A study of the soil-plant interaction of *Pistacia lentiscus L.*, distributed in the western anatolian part of turkey. *Acta botanica croatica*. 62 (2): 73-78.

Doymaz I., Gorel O.,Akgun N.A. (2004). Drying characteristics of the solid by product of olive oil extraction. *Biosystems Engineering*, 88: 213-219 D103.

Dykes C., rooney LW. (2007). phenolic compound in cereal and their health benefits. Texas A & M university college station TYX. PDF. *Cereal foods world*.3 :52. P : 105-111.

E

Emerenciano V.P., Barbosa K.O., Scotti M., Ferrero M.J.P. (2007). Self organising maps in chemotaxonomic studies of Asteraceae : a classification of tribes using flavonoid data journal of Brazilian chemical society. 18 (5) : 891-899.

F

Favier A. (2003). Le stress oxydant Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'actualité Chimique*. p108-115.

Favier A. (2006). Stress oxydant et pathologies humaines. *Ann. Pharm. Fr* . Mémoire de Activités antioxydante et antimicrobienne d'extraits de *Rhamnus alaternus* L. p 64: 390-396.

Fleuriet A. machiex JL. Sarni-manchado P. (2006_a). Composes phénolique dans la plante. Structure, biosynthèse, représentation et role des polyohénols en agroalimentaire CHEYNIER V. SARNI-MANCHADO P. Lavoisier et document, paris, pp 1-26.

Fleuriet A., machiex JL., Sarni-manchado P. (2006_b). Composes phénolique dans la plante. Structure, biosynthèse, représentation et rôle des polyohénols en agroalimentaire CHEYNIER V. SARNI-MANCHADO P. *Lavoisier et document, paris*, pp 300-398.

Fraga CG. (2009).plant phenolics and humain health. Boichemistry, Nutrition, and pharmacology. Wiley & Sons Edition. Pp 5-13.

Froehlicher T., Hennebelle T., Martin-Nizard F., Cleenewerck P., Hilbert J.L., Trotin F., Grec S. (2009). Phenolic profiles and antioxidative effects of hawthorn cell suspensions, fresh fruits, and medicinal dried parts. *Food Chemistry* 115: 897–903.

Frutos P., hervas GF., Giraldez and Amotécon (2004). Review tannins and ruminant nutrition Spanish *journal of agricultural research*. 2 (2): 191-202.

G

Gardeli C., Vassiliki P., Athanasios M., Kibouris M., Komaitis M. (2008). Essential oil composition of *Pestacia lentiscus* L and *Myrtus communis* : Evaluation of antioxidant capacity of methanolic extracts . *food chemistry* : 107 : 03 p 1120-1130.

Ghedira K. (2005). Les polyphénols : structure, propriété biologique, role prophylactique et employs en thérapeutique. *Phetothérapie*. 4. P: 162-169.

Ginebert E., Darand P., Prost M., Grinand R., Bernigault R. (2005). Mesure de la resistance aux radicaux libres, sixiemes journées de la recherché Avicol ; 554-558

Guignard J.L. (1974). Abrégé de biochimie végétale a l'usage des étudiants en pharmacie Masson. Paris Pp 146-155.

Gulcin I., Oktay M., Kufrevioglu O. I., Aslan A. (2002). Determination of antioxidant activity of lichen *Cetraria islandica* (L) Ach. *Journal of Ethnopharmacology* 79: 325–329.

H

Hallgas B., Patonay T., Kiss S.A., Dobos Z., Hollosy F., Eros D., Orfi L., Kéri G. et Idei M., (2004). Comparison of measured and calculated lipophilicity of substituted auronones and related compounds. *Journal of Chromatography B: Analytical Technologies in the Biomedical and Life Sciences*. 801(2) : 229-235.

Halliwell B. (1991). How to characterize a biological antioxidant. *Free radic research commun.* 9:1-32.

Harborne J.B. (1990). Constraints on the évolution of biochemical pathways. *J. of the linn. societ.*, 39: 135-151.

Harris G.G., Brannan R.G. (2009). A preliminary evaluation of antioxidant compounds, reducing potential, and radical scavenging of pawpaw (*Asimina triloba*) fruit pulp from different stages of ripeness. *LWT - Food Science and Technology*, 42: 275–279.

Heim K.E., Tagliaferro A.R., Bobilya D.J. (2002). Flavonoid antioxidants: chemistry metabolism and structure-activity relationships. *Journal of Nutrition and Biochemistry*. 13 : 572–584.

Herbert R.B. (1989). Biosynthesis of secondary metabolites. 2^{ème} édition Chapman and Halle (2) p 11-115.

J

Jacques B., André R. (2004). Biochimie métabolique Edellipses . Paris . pp : 217-225.

Jaiswal A.K., Abu-Ghannam N. (2013). Degradation Kinetic Modelling of colour, Texture, Polyphenols and Antioxidant Capacity of York Cabbage after Microwave Processing. *Food Research International* (0).

Janson M. (2006). Your newsletter of good health and vitality 8 (10) on the web at www.drjanson.com.HEALTHY LIVING.

Jayaprakasha G.K., Girenavar B., Patil B.s. (2008). Antioxydant capacity of pummelo and navel orange : Extraction efficiency of solvents in sequence. *LWT*, 41: 376-384.

K

Karaali A., Boyacioglu D., Ozcelik B. (2004). Flavonoids in fruit and vegetables : their impact on food quality, nutrition and health-STREP or CA. European commission's the 6th from work programme for research. *Istanbul technical university Turkey*.4 P : 77-82.

Karim A., Sabah M., Tamara A. (2012) , Swell-drying , Séchage et texturation par DIC des végétaux. Technique de l'ingénieur opération unitaires du génie industriel alimentaire, base documentaire : TIB430DUO (ref. article : f 3005).

Karunakaran R.J., et Kumaran A. (2007). In vitro antioxidant activities of phenolic phytochemicals from five phyllanthus species from India. *LWT*. 81: 321-326.

Konyaliog̃lu S., Sag̃lam H., et Kivçak B. (2005). α -Tocopherol, Flavonoid, and Phenol Contents and Antioxidant Activity of Ficus carica Leaves. *Pharmaceutical Biology*.43, 8,pp 683–686.

L

Laughton, M. J., Halliwell, B., Evans, P. J., Robin, J. & Hoult, S. (1989). Anioxidant and pro-oxidant actions of the plant phenolts quercetin, gossypol and myricetin. *Biochemical Pharmacology* **38** (17), 2859-2865.

LiK geng, Simonén J., karchesy (2004). Novel wood adhesives from condensed tannins and polyethylenimine. *International journal of Adhesives* ,24 : 327-333.

M

Machiex J.J., Fleuriet A., and Sarni-manchado P. (2006). Composition phénolique dans la plante, structure, biosynthèse, réparation et rôle. Les polyphénols en agroalimentaire. Lavoisier, Paris, pp.390-399.

Macheix J.J., Fleuriet A., Jay-Allemand C. (2005). Les composés phénoliques des végétaux : un exemple de métabolisme secondaire d'importance économique. PPUR Presses polytechniques.

Maisuthisakul P., Suttajit M., Pongsawatmanit R. (2007). Assessment of phenolic content and free radical-scavenging capacity of some Thai indigenous plants. *Food Chemistry* 100 : 1409-1418.

Malesev D., Kuntie V. (2007). Investigation of metal-flavonoid chelates and the détermination of flavonoids via metal-flavonoid complexing reactions. *Journal of the Serbian chemical society*, 72 (10): 921-939.

Martinez-Caguela M. (1995). Oxygen free radicals and human disease. *Biochem.* 77: 147-161.

Mezadri T., Villano D., Fernández-Pachon M.S., Garcí'a-Parrilla M.C., Troncoso A.M. (2008). Antioxidant compounds and antioxidant activity in acerola (*Malpighia emarginata* DC.) fruits and derivatives. *Journal of Food Composition and Analysis* 21 : 282– 290

Mélo E. A., Lima V. L. A. G., Maciel M. I. S. (2006). Polyphenol, Ascorbic Acid and Total Carotenoid Contents in Common Fruits and Vegetables Teores de Polifenóis, Ácido Ascórbico e Carotenóides Totais em Frutas e Hortaliças Usualmente Consumidas. *Braz. J. Food Technol.* 9, 2, p. 89-94.

Meyer A., Deiana J. 1988. Cours de microbiologie générale. *Doin éditeurs*, Paris. p 201.

Mohcen, S.M., Ammar A.S.M. (2009). Total phenolic contents and antioxidant activity of corn tassel extracts. *Food chemistry*, 112: 595-598.

More D., Whit J. (2005). Encyclopédie des arbres : plus de 1800 espèces variétés du monde. (Ed), *flammarion* p : 18-24.

N

Narayana K.R., Roddymoso., Chalavadi M.R., Krishana D.S. (2001). Bioflavonoids classification, pharmacological, biochemical effect and therapeutic potential. *Indian journal of pharmacology*. 33: 2-16.

Nijvaldt, R.J., Nood, E.V., Hoorn, D., Boelens P.G., Norren, K.V. and Leeuwen, P.A.M. (2001). Flavonoides a review of probablenecanismos of action and potential application. *Americal journal of clinicalnutrition*, 74: 418-425.

P

Paris M., et hurabielle. (1981). Abrège de matiere médical, pharmacognosie. Tome 1.Ed Masson. Paris. Pp : 102-107.

Peterson DM. (2001). In Phenolic compound in cereal grain and their health benefits. Oat antioxidants j. cereal Sci 33: 115.

Pereira, D. M., Valentão, P., Pereira, J. A. & Andrade, B. P. (2009). Phenolics: From chemistry to biology. *Molecules* **14**, 2202-2211

Princemail J. (2008). Les flavonoides en ligne :http://www.detoursante.com/index.php?option=nom_coutent&view=article&d=166&Intemid:215.

Pourrut b. (2008). Implication du stress oxydatif dans la toxicité du plomb sur une plante modèle, Vicia faba. l'Université de Toulouse spécialité : *Ecotoxicologues*. France.

Psotova T., Lasovsky T., Vicar J. (2003). Metal chelating property electrochemical behaviour scavenging and cytoprotective activities of six natural phenolic. *Biomed*.147 (2) : 147-153.

R

- Réchter R.** (1993). Métabolisme des végétaux physiologie et biochimie. PPUR. Lausanne pp 319-322.
- Re R., Pellegrini N., Proteggente A., Pannala A., Yang M., Rice-Evans C.** (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26(9–10), 1231–1237.
- Rezaire A.** (2012) .Activité anti-oxydante, et caractérisation phénolique du fruit de palmier amazonien *Oenocarpus bataua* (patawa). Thèse doctorat Université des Antilles et de la Guyane. 208p.
- Ribereau-Gayon,** (1982) PP: Incidences oenologiques de la pourriture du raisin1. EPPO Bulletin, 12(2) : 201-214.

S

- Saadoune N. Smail.** (2005). Types stomatiques du genre Pistacia: *Pistacia atlantica* Desf. ssp. *Atlantica* et *Pistacia lentiscus* L. *Options Méditerranéennes, Serie A, Numero63.* (2005).
- Said O., Khalil K., Fulder S., Azaizeh H.** (2002). Ethnopharmacological survey of medical herbs in Israel, the Golan heights and the west bank region. *Journal of ethnopharmacology.* 83: 251-265.
- Samyurai P., Thangaandian V.** (2012). Nutritional assessment, polyphenols evaluation and antioxidant activity of food resource plant (*Decalpis hamiltonii*) Wight & Arn. *journal of applied pharmaceutical science.* 02 (05): 106-110.
- Shahidi F., Nucz M.** (1995). *Food phénolics: source chemistry effect application technomic publishing* Pp 3-47
- Siege A.** (1985). la fort circum Mediterranean et ses problemes, maisonneuve et larose. Pp 22-27, 137-139.

Soobratte M., Neergheen V.S., Luximon-ramma A., Aruoma O.I., Bahorn T. (2005). Phenolics as potential antioxidant therapeutic agent : Mechanism and actions. *Mutation Research*, 579: 200-213.

Stalikas, C.D. (2007). Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids *Review. Journal of Separation Science*. 30, 3268 – 3295.

Svoboda T.G., Syred A., Syred P. (2000). Secretory structures of aromatic and medical plants : a review and atlas of micrographs microscopix publications.

T

Thindshuag Y., Jun W., Golaan-Goldhiroh A., Parfitt D. (2008). Phylogenetics and reticulate evolution in Pistacia (ANACARDIACEAE). *American journal of botany*. 95(2): 241-251.

Tomas-Babera F.A., Espin J.C. (2001). Phenolic compounds and related enzyme as determinants of quality in fruits and vegetables. *Journal of the science of food and agriculture* 81: 853-876.

Torres de pinedo A., Pen alver P. et Morales J.C. (2007). Synthesis and evaluation of new phenolic-based antioxidant: structure-activity relation ship. *Food Chemistry*. 103 : 55-61.

Tsao, R. (2010). Chemistry and biochemistry of dietary polyphenols. *Nutrients* 2, 1231-1246.

U

Urquiaga I., Leighton F. (2000). Plant polyphenol antioxydants and oxidative stess. *Biological research.*, 33(2) : 55-64.

V

Vanzani P., Rossette M., Rigo A., Vrhovsek U., Mattivi F., D'Amato E., Scarpa M. (2005). Major phytochemicals in apple cultivars : contribution to peroxy radical trapping efficiency. *Journal of agriculture and food chemistry*, 53(9): 3377-3382.

Velioglu Y.A., Mazza G., Geo L., Oomah B.D. (1998). Antioxidant activity and total phenolics in selected fruits, vegetables, and grain products. *Journal of agricultural and food chemistry*. 46: 4113-4117

Verzelloni E., Tagliazucchi D., Conte A., (2007). Relationship between the antioxidant properties and the phenolic and flavonoid content in traditional balsamic vinegar. *Food Chemistry* 105: 64–571.

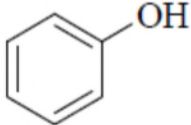
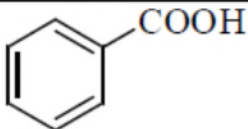
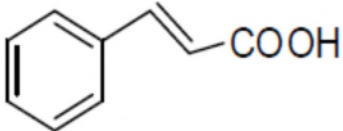
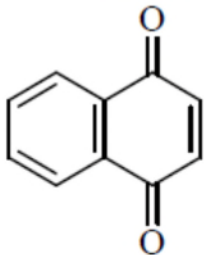
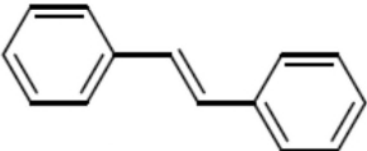
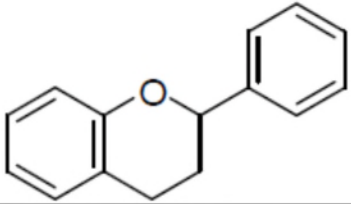
W

Wang X., Quinn P.J., (2006). The structure and phase behaviour of α -tocopherol-rich domains in 1-palmitoyl-2-oleoyl-phosphatidylethanolamine. *Biochimie* **88**, 1883-1888.

W-Erdman J., Balentine J.D., Arab L., Beidrer G., Dwyer J.T., Folts J., Harnly., Hollanan J.P., L-Keen C., Mazza G., Masina M., scalbert A., Visa J., Williamson G., Burrowes J. (2007). Flavonoids and heart health proceeding of the ILSI north omerica flavonoids workshop, may 31 juin 2005. Washington. *Journal of Nutrition*. 137 (3 supp 1): 735-785.

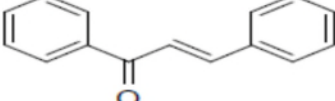
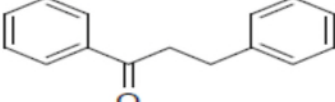
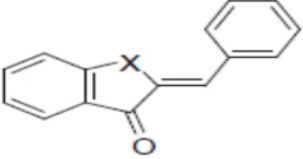
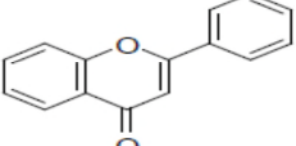
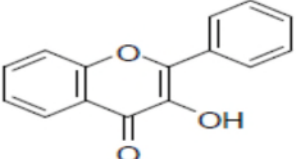
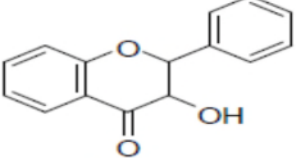
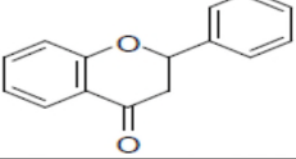
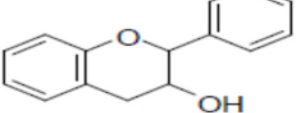
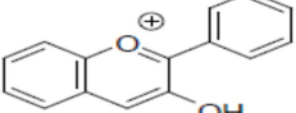
Annexe I : Classification des polyphénols.

Tableau I : Principales classes des composés phénoliques (Rezaire, 2012).

Squelette carboné	Classe	Structures de base
C_6	Phénols simples	
C_6-C_1	Acides hydroxybenzoïques	
C_6-C_3	Acides hydroxycinnamique coumarines	
C_6-C_4	Naphtoquinones	
$C_6-C_2-C_6$	Stilbènes	
$C_6-C_3-C_6$	Flavonoïdes	
$(C_6-C_3)_2$	Lignanes	
$(C_6-C_3)_n$	Lignines	
$(C_6-C_3-C_6)_n$	Tanins condensés	

Annexe II : Classification des flavonoïdes.

Tableau II : Différents classes des flavonoïdes (Hallgas et al., 2004).

Flavonoïdes	Structure de base
Chalcones	
Dihydrochalcones	
Aurones	 <p data-bbox="810 835 1106 857">X = O, S, SO₂ ou NH</p>
Flavones	
Flavonols	
Dihydroflavonols	
Flavanones	
Flavanols	
Anthocyanidines	

Annexe III : Rôle et intérêt des composés phénoliques.

Tableau 3 : propriétés biologiques des quelques polyphénols dans l'organismes (**Ghedira, 2005**)

Polyphénols	Activités biologiques
Acides phénols (cinnamique et benzoïque)	Antibactériennes, antiulcéreuses, antiparasitaires, antifongiques, antioxydantes
flavonoïdes	Anti-tumorales, antiparasitaires, antioxydantes, antivirales, antiallergiques...
Proanthocyanidines	Antioxydantes, Anti tumorales, anti inflammatoires, antifongiques.

Annexe IV : Courbes d'étalonnages.

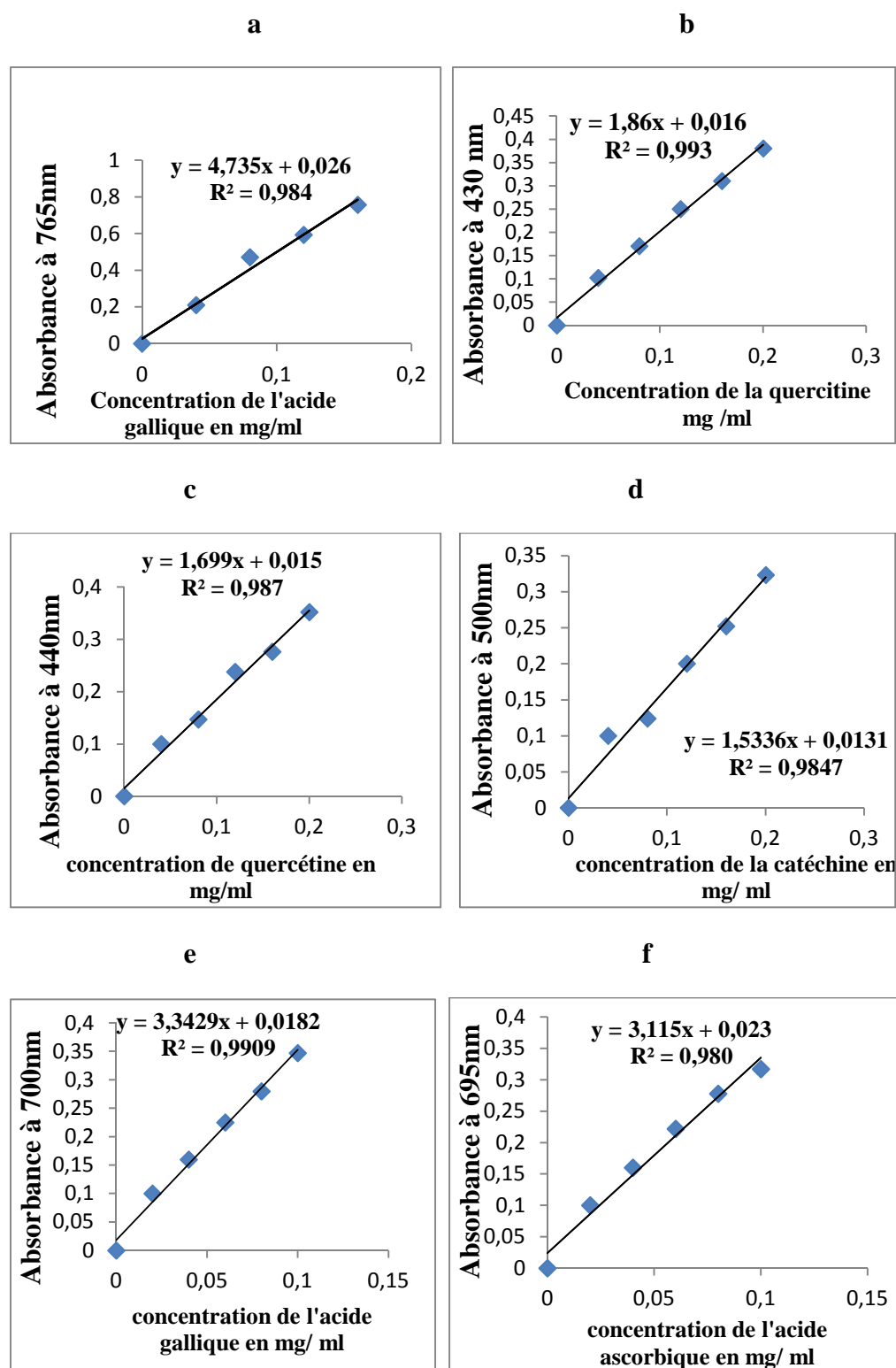


Figure 1 : Courbes d'étalonnage des composés phénoliques (a), des flavonoïdes (b), des flavonols (c), des tanins condensés (d), de pouvoir réducteur au ferricyanure de potassium (e), et au phosphomolybdate (f).

Résumé

Pistacialentiscus L, est un arbuste qui se trouve abondamment dans tout le littoral algérien, son rôle biologique et ces effets thérapeutiques dans le traitement de nombreuses maladies ont stimulés les recherches à avancer sur la valorisation et la découverte de nouvelles sources inépuisables en substances bioactives ainsi que les effets des traitements sur leurs teneurs. Sa conservation pour son utilisation soit quotidienne, ou dans l'IAA et pharmaceutique nécessite des traitements thermiques. Dans cette étude, un séchage est réalisé par la méthode innovante à micro-onde (de 200 à 600W) et à l'étuve (40 à 80°C). Les deux méthodes ont un impact sur les teneurs totales des polyphénols totaux, flavonoides, flavonols, tanins condensés et sur l'activité antioxydante. Le séchage à l'étuve a donné les teneurs les plus élevées en PTT, flavonoides, flavonols et tanins condensés qui sont respectivement de 15680,78 mgEAG/100 gMS (40°C), 8367,13 mg EQ/100g MS (40°C), 6660,74 mgEQ/100gMS (40°C) et 7007,7 mgEC/100gMS(40°C). Par contre, les faibles teneurs sont enregistrés dans le séchage au micro-onde. L'évaluation des propriétés antioxydantes par le pouvoir réducteur, ainsi que l'activité antiradicalaire a révélé que les extraits séchés à l'étuve (40°C) possèdent le plus grand pouvoir réducteur et le meilleur pouvoir antiradicalaire.

Mots clés : *Pistacialentiscus* L, séchage (étuve, micro-onde), composés phénoliques, activité antioxydante.

Abstract

Pistacialentiscus L, is a shrub that is abundant throughout the Algerian coast, its biological role and therapeutic effects in the treatment of many diseases have stimulated research to advance on the valorization and discovery of new inexhaustible sources of bioactive substances and then the effects of treatments on their contents. Its conservation for its daily use, or in the IAA and pharmaceutical requires heat treatments. In this study, drying is carried out by the innovative microwave method (200 to 600W) and the oven (40 to 80 ° C). Both methods have an impact on the total contents of total polyphenols, flavonoids, flavonols, condensed tannins and antioxidant activity. Oven drying gave the highest PTT, flavonoids, flavonol and condensed tannin contents of 15680.78 mg EAG / 100 gMS (40 ° C), 8367.13 mg EQ / 100 g MS (40 ° C C), 6660.74 mgEQ / 100gMS (40 ° C) and 7007.7 mgEC / 100gMS (40 ° C). On the other hand, the low contents are recorded in the microwave drying. The evaluation of the antioxidant properties by the reducing power, as well as the antiradical activity, revealed that the extracts dried in an oven (40 ° C.) possess the greatest reducing power and the best antiradical power.

Key words: *Pistacialentiscus* L, drying (oven, microwave), phenolic compounds, antioxidant activity.