

République Algérienne Démocratique et Populaire

Université Abdelhamid Ibn
Badis-Mostaganem
Faculté des Sciences de la
Nature et de la Vie



جامعة عبد الحميد بن باديس
مستغانم
كلية علوم الطبيعة و الحياة

DEPARTEMENT DES SCIENCES ALIMENTAIRES

MÉMOIRE DE FIN D'ÉTUDES

Présenté par

M^{lle} CHAOUCH YASMINE

M^{lle} HAMICHE ZINEB

Pour l'obtention du diplôme de

MASTER EN SCIENCES ALIMENTAIRES

Spécialité : Nutrition et Pathologie

THÈME

**Propriétés antioxydantes d'extraits phénoliques
de cœur d'artichaut**

Soutenu publiquement le 30/06/2020

DEVANT LE JURY

M. RIAZI ALI

Professeur

Université de Mostaganem

Président

M. YAHLA IMENE

MCB

Université de Mostaganem

Examineur

M. BOUZIANE NABIL

MAA

Université de Mostaganem

Encadreur

Année universitaire 2019/2020

Remerciements

Nous tenons à remercier :

- *DIEU tout puissant pour avoir donné la santé et la volonté.*
- *Notre encadreur : Mr. BOUZIANE Nabil pour avoir encadré et dirigé ce travail.*
- *Les membres de jury, pour avoir fait l'honneur d'accepter d'examiner ce travail.*
- *Les enseignants et le personnel du département de Nutrition et Pathologie.*

Nous ne saurions oublier dans nos remerciements les familles qui ont toujours été présente à chaque fois que cela était nécessaire ; nous citerions nos parents, nos frères et sœurs pour leur sympathie et leur appui inestimable dans les moments difficiles.

Enfin, à tous ceux qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Dédicace

Je remercie ALLAH qui m'a donné la santé, la patience et la volonté pour arriver à ce stade et réaliser ce travail.

Je dédie ce modeste travail :

A mes deux mères « SAADA et AICHA » et à mon père « MOHAMED » pour leur confiance, encouragement et de leur sacrifice durant toute ma vie. Je souhaite que ce travail soit le fruit de leurs efforts...

A mes chers frères : LAKHDER, KAMEL, HAKIM, RADWAN, YUCEF et ABDENNOUR.

A mes chères sœurs : ZAHIA, NADIA, HAFSSA, MARWA, FATOM, DJIHANE, MALIKA, FATIMA, NAWEL et DJAMILA.

A toute la famille : HAMICHE et TABTI.

A tous mes amis qui ont rendu ma vie agréable et pleine de bons souvenirs WAAFA, WARDA, IMAN, KHEIRA.

A mon fiancé : TABTI MOHAMED (merci pour ton encouragement).

Sans oublier tous les professeurs que ce soit du primaire, du moyen, du secondaire ou de l'enseignement supérieur.

A Toute la promo de Nutrition et pathologie 2019-2020.

Zineb

Dédicace

Je dédie ce travail à :

Mes très chers parents ; sans votre affection, vos conseils, vos sacrifices, vos encouragements, vos prières et vos efforts que vous avez déployés durant toute ma vie, ce travail n'aurait jamais pu être réalisé. Je vous présente ma pleine gratitude et mon profond respect.

Ma chère sœur Houaria et mon frère Adem, je vous souhaite une longue vie et une bonne santé.

Tous les membres de la famille, surtout mon oncle Karim GUENDOZ

Mon amie qui a cru en moi et qui m'a toujours encouragé, avec qui j'ai passé des années inoubliables : Houria CHALABI

Toutes personnes qui m'ont encouragé ou aidée le long de mes études.

Yasmine

Résumé

L'artichaut (*Cynara scolymus L.*), plante de la famille des *Astéracée*, est un légume comestible de la région méditerranéenne qui est largement répandu en Algérie. Il est considéré comme une bonne source d'antioxydants naturels dû à sa richesse en polyphénols.

En raison de l'incidence croissante de nombreuses maladies liées au stress oxydatif, La présente étude porte sur la détermination de la composition chimique global, l'extraction des polyphénols, l'estimation de leur dosage par la méthode Folin-Ciocalteu, des flavonoïdes par la méthode au $AlCl_3$ et des tanins par la méthode à la vanilline pour pouvoir faire une appréciation qualitative et quantitative et l'évaluation des propriétés antioxydantes *in vitro* par trois techniques différentes à savoir la réduction du fer (FRAP), le piégeage du radical libre (DPPH) et la capacité antioxydante total (TAC) de l'extrait du cœur d'artichaut. Les études effectuées par des chercheurs, montrent que le cœur d'artichaut renferme 29,61% de cellulose brute, 9,31% de cendres et 87,06 % d'eau, riche en sucres totaux (42,7%), contient une teneur en protéines (17,85%) et en lipides (1,56%), la richesse en composés phénoliques (50,04 mg GAE/g), flavonoïdes (9,85 mg/g), de tanins (1,74 mg eq/g) et la présence des saponines et alcaloïdes. Ainsi des tests de l'activité antioxydante présentent des propriétés antioxydantes : une réduction du fer (343 μ mol/g), une forte capacité de piégeage des radicaux DPPH (67,83%), une capacité antioxydante totale (916,63 ppm). La grande capacité antioxydante du cœur d'artichaut lui confère le pouvoir d'être une excellente source de métabolites secondaires qui sont capable d'inhiber l'activité des radicaux libres.

Mots clés : *Cynara Scolymus L.*, cœur d'artichaut, composés phénoliques, activité antioxydante.

Abstract

The artichoke (*Cynara scolymus L.*), plant of the *Asteraceae* family is an edible vegetable from the Mediterranean region widely distributed in Algeria, and a good source of natural antioxidants for its richness in polyphenols.

Due to the increasing incidence of many diseases linked to oxidative stress, The present study concerns the determination of the overall chemical composition, the extraction of polyphenols, the estimation of their total dosage by the Folin-Ciocalteu method, of flavonoids by the $AlCl_3$ method and tannins by the vanillin method to be able to make a qualitative and quantitative assessment and the evaluation of antioxidant properties in vitro by three different techniques namely iron reduction (FRAP), free radical scavenging (DPPH) and total antioxidant capacity (TAC) of the artichoke heart extract. Studies by researchers show that the artichoke heart contains 29.61% crude fiber, 9.31% ash and 87.06% water, rich in total sugars (42.7%), contains protein (17.85%) and lipid (1.56%), richness in phenolic compounds (50.04 mg GAE / g), flavonoids (9.85 mg / g), tannins (1, 74 mg eq / g) and the presence of saponins and alkaloids. Thus, antioxidant activity tests have antioxidant properties: a reduction in iron (343 $\mu\text{mol} / \text{g}$), a strong capacity for trapping DPPH radicals (67.83%), a total antioxidant capacity (916.63 ppm). The high antioxidant capacity of artichoke hearts gives it the power to be an excellent source of secondary metabolites that are capable of inhibiting the activity of free radicals.

Key words: *Cynara Scolymus L.*, Artichoke heart, phenolic compounds, antioxidant activity.

الأرضي الشوكي {سينارا سكوليموس}، هو نبات من عائلة النجم وهو أحد الخضروات الصالحة للأكل من منطقة البحر الأبيض المتوسط موزع على نطاق واسع في الجزائر ، ومصدر جيد لمضادات الأكسدة الطبيعية لثراءها بمادة البوليفينول.

نظرًا لتزايد الإصابة بالعديد من الأمراض المرتبطة بالإجهاد التأكسدي ، تتعلق الدراسة الحالية بتحديد التركيب الكيميائي العام، واستخراج البوليفينول، وتقدير جرعاتها الإجمالية باستخدام طريقة فولين سيوكالتيو ، والفلافونويد و التانينات بواسطة طريقة الفانيلين لتكون قادرة على إجراء تقييم نوعي وكمي وتقييم الخصائص المضادة للأكسدة في المختبر من خلال ثلاث تقنيات مختلفة هي تخفيض الحديد، وكشط الجذور الحرة والقدرة الإجمالية المضادة للأكسدة لاستخراج قلب الأرضي الشوكي. تظهر الدراسات التي أجراها الباحثون أن قلب هذا الشوكي يحتوي على 29.61% من الألياف الخام ، و 9.31% من الرماد، و 87.06% من الماء، غنية بالسكريات الكلية (42.7%)، تحتوي على البروتين (17.85%) والدهون (1.56%)، الثراء في المركبات الفينولية (50.04 مجم / GAE ، الفلافونويد (9.85 مجم / جم)، التانينات (مجم مكافئ / جم) ووجود الصابونين والالكلويد. وبالتالي، فإن اختبارات النشاط المضاد للأكسدة لها خصائص مضادة للأكسدة.

انخفاض في الحديد (343)، قدرة قوية على اصطياد الجذور (67.83%)، إجمالي قدرة مضادات الأكسدة (916.63)

تمنحك السعة العالية لمضادات الأكسدة في قلوب الأرضي الشوكي القدرة على أن تكون مصدرًا ممتازًا للأيضات الثانوية التي تكون قادرة على تثبيط نشاط الجذور الحرة.

كلمات البحث: سينارا سكوليموس، قلب الشوكي، مركبات فينولية، النشاط المضاد للأكسدة.

Table des matières

Liste des tableaux
Liste des figures
Liste des abréviations

Introduction..... 1

Partie bibliographique

Chapitre I : Présentation de l'artichaut : *Cynara scolymus L.*

I.1. Généralités.....	3
I.2. Taxonomie et classification.....	3
I.3. Ecologie et répartition géographique	4
I.4. Caractéristiques morphologiques	5
I.5. Modes de multiplication.....	5
I.5.1. La multiplication par œilletonnage	6
I.5.2. La multiplication par semences.....	6
I.5.3. La multiplication par micropropagation.....	6
I.6. Les variétés d'artichauts.....	7
I.7. Composition biochimique et activités biologiques de l'artichaut	8
I.7.1. Composition biochimique	8
I.7.2 Activités biologiques.....	10
I.7.2.1. Effet antioxydant	10
I.7.2.2. Activité prébiotique.....	11
I.7.2.3. Effet antifongique	11
I.8. Domaines d'utilisations.....	11
I.8.1. Utilisation en thérapeutique	11
I.8.2. Autres utilisations.....	12
I.9. Toxicité de l'artichaut	12

Chapitre II : Les polyphénols, le stress oxydatif et le système antioxydant

II.1. Les polyphénols	14
II.1.1. Généralités	14
II.1.2. Principales sources alimentaires	15
II.1.3. Principales classes de polyphénols	15
II.1.3.1. Flavonoïdes	16
II.1.3.2. Anthocyanosides	16
II.1.3.3. Tanins.....	17
II.1.3.4. Coumarines	17
II.1.3.5. Quinones	17
II.1.3.6. Stilbéne	18
II.1.3.7. Acides phénoliques et phénols simples.....	18
• Acides phénoliques dérivés de l'acide benzoïque	18
• Acide phénoliques dérivés de l'acide cinnamique.....	18
• Phénols simples.....	18
II.1.4. Voie de biosynthèse	19

II.1.5. Facteurs de variabilité de la teneur en polyphénols	19
II.1.5.1. Effet des facteurs externes	19
II.1.5.2. La lumière	19
II.1.5.3. La température	20
II.1.5.4. Les microorganismes pathogènes	20
II.1.5.5. Les traitements appliqués par l'homme	20
II.1.5.6. Le stade physiologique	20
II.1.5.7. Effet de l'espèce et de la variété.....	21
II.1.6. Propriétés biologiques des polyphénols.....	21
II.1.6.1. Activité antioxydante	21
• Chélation des métaux	21
• Effet Scavenger.....	22
• Inhibition des enzymes génératrices des radicaux libres	23
• Induction de synthèse des enzymes antioxydantes	23
II.1.6.2. Activité antimicrobienne.....	23
II.1.6.3. Activité antifongique et antivirale	24
II.1.7. Intérêt des polyphénols	24
II.2. Le stress oxydatif et le système antioxydant.....	24
II.2.1. Le stress oxydatif	25
II.2.2. Origine du stress oxydatif	25
II.2.2.1. Les espèces réactives de l'oxygène.....	25
II.2.2.2. Les espèces réactives de l'azote.....	26
II.2.3. Définition d'un radical libre.....	27
II.2.4. Origine des radicaux libres	27
II.2.4.1. Sources endogènes	27
II.2.4.2. Sources exogènes	28
II.2.5. Conséquences du stress oxydatif	28
II.2.5.1. Peroxydation lipidique	28
II.2.5.2. Oxydation des protéines.....	29
II.2.5.3. Oxydation de l'ADN	30
II.2.6. Les maladies liées au stress oxydatif	31
II.2.7. Les antioxydants	31
• Utilité alimentaire	31
II.2.8. Système de défense antioxydant	32
II.2.8.1. Systèmes antioxydants enzymatiques	32
• Le superoxyde dismutase.....	32
• Réaction à la catalase	33
• Réaction à la glutathion peroxydase	33
II.2.8.2. Systèmes antioxydants non enzymatiques	33
• Composés endogènes	34
• Composés exogènes	34
II.2.9. Méthodes évaluatives de l'activité antioxydante <i>in vitro</i>	35

Partie expérimentale

Chapitre III : Matériel et méthodes

III.1. Objectif de l'étude	36
III.2. Préparation du matériel végétal	36
III.2.1. Récolte.....	36
III.2.2. Séchage.....	36

III.2.3. Broyage et tamisage.....	36
III.3. Composition chimique global.....	37
III.3.1. Dosage de la cellulose brute	37
III.3.2. Détermination de la teneur en cendres.....	37
• Principe	37
• Mode opératoire.....	37
• Expression des résultats	38
III.3.3. Détermination de la teneur en protéines brutes	38
• Principe.....	38
• Mode opératoire.....	38
• Expression des résultats.....	40
III.3.4. Détermination de la teneur en matière grasse	40
• Principe.....	40
• Mode opératoire.....	40
• Expression des résultats.....	40
III.3.5. Détermination des glucides totaux	41
• Principe.....	41
• Mode opératoire.....	41
• Expression des résultats.....	41
III.3.6. Détermination de la teneur en eau	41
• Expression des résultats.....	41
III.3.7. Extraction et dosage des composés phénoliques	42
• Principe.....	42
• Mode opératoire.....	42
• Expression des résultats.....	42
III.3.7.1. Dosage des polyphénols totaux	42
• Principe.....	42
• Mode opératoire.....	43
• Expression des résultats.....	43
III.3.7.2. Dosage des flavonoïdes	43
• Principe.....	43
• Mode opératoire	43
• Expression des résultats.....	44
III.3.7.3. Dosages des tanins	44
• Principe.....	44
• Mode opératoire	44
• Expression des résultats.....	44
III.3.8. Mise en évidence de la présence d'autres métabolites dans les extraits	45
III.3.9. Etude <i>in vitro</i> de l'activité antioxydante.....	45
III.3.9.1 Test de réduction du fer : FRAP	45
• Principe.....	45
• Mode opératoire.....	45
• Expression des résultats.....	46
III.3.9.2. Piégeage du radical libre DPPH	46
• Principe.....	46
• Mode opératoire.....	46

- Expression des résultats 47
- III.3.9.3. Capacité antioxydante total(TAC)..... 47
- Principe..... 47
- Mode opératoire..... 47

Chapitre IV : Résultats et Discussion

- IV.1. Résultats de la composition chimique globale du cœur d’artichaut 48
- IV.1.1. Dosage de la cellulose brute 48
- IV.1.2. Teneur en cendres 48
- IV.1.3. Teneur en protéines, en lipides et en sucres totaux 49
- IV.1.4. Teneur en eau 50
- IV.1.5. Extraction des polyphénols..... 51
- IV.1.5.1. Dosage des polyphénols totaux 51
- IV.1.5.2. Dosage des flavonoïdes 53
- IV.1.5.3. Dosages des tanins..... 53
- IV.1.6. Mise en évidence de la présence d’autres métabolites dans les extraits 53
- IV.1.7. Résultats de l’activité antioxydante *in vitro* 54
- IV.1.7.1. Test de réduction du fer : FRAP 54
- IV.1.7.2. Piégeage du radical libre DPPH 54
- IV.1.7.3. Capacité antioxydante totale (TAC)..... 55

- Conclusion 56

- Références bibliographiques..... 58

Liste des abréviations

ADN : Acide désoxyribonucléique.

AlCl₃ : Trichlorure d'aluminium.

CAT : Catalase.

CE₅₀ : Concentration effective à 50%.

DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl.

EAG : Equivalent d'acide gallique.

ERA ou ERN : Espèces réactives de l'azote.

ERO : Espèces réactives de l'oxygène.

EQ : Equivalent de quercétine.

GR : Glutathion réductase.

GSH : Glutathion réduit.

GSSG : Glutathion oxydé.

4-HNE: 4-hydroxynonanal.

MDA : Malondialdéhyde.

MS : Matière Sèche.

NO: Nitric Oxyde.

·NO : Oxyde nitrique ou monoxyde d'azote.

NOS: Oxyde nitrique synthase ou monoxyde d'azote synthase.

O₂^{·-}: Anion superoxyde.

ONOO⁻ : Peroxynitrite.

PAL : Phénylalanine ammonia-lyase.

ppm : Partie par million.

ROOH : Radical hydroxyle.

ROS: Reactive oxygen species.

Se-GPx: Glutathion peroxydase.

SIDA : Syndrome d'immunodéficience acquise.

SOD: Superoxyde dismutase.

UV : Ultra violet.

Liste des tableaux

N° du tableau	Titre du tableau	N° de page
Tableau 1	Classification de <i>Cynara scolymus</i> L.	4
Tableau 2	Activité biologique des composés phénoliques isolés de l'artichaut	10
Tableau 3	Principales sources alimentaires des polyphénols	15
Tableau 4	Structure des squelettes de polyphénols	16
Tableau 5	Valeurs nutritionnelles du cœur d'artichaut (/100g)	48
Tableau 6	Composition chimique des deux variétés vert et violet de cœur d'artichaut (g/100g)	50
Tableau 7	Les différents acides phénoliques contenus dans le cœur d'artichaut ($\mu\text{g}/100\text{ g}$)	52
Tableau 8	Résultats de détection des saponines et alcaloïdes	53

Liste des figures

N° de figure	Titre de la figure	N° de page
Figure 1	Artichaut <i>Cynara Scolymus</i> L.	3
Figure 2	Variétés d'artichauts globes	8
Figure 3	Structure des anthocyanosides	17
Figure 4	Biosynthèse des composés phénoliques les plus largement distribués par la voie de shikimate	19
Figure 5	Sites de chélation des métaux par les flavonoïdes	21
Figure 6	Mécanisme de l'activité Scavenging des flavonoïdes via la fonction catéchol	22
Figure 7	Groupes de l'activité anti-radicalaire des flavonoïdes	22
Figure 8	Sources endogènes des espèces réactives oxygénées	26
Figure 9	Peroxydation lipidique	29
Figure 10	Nature de quelques modifications des chaînes latérales des acides aminés des protéines	30
Figure 11	Principales sources cellulaires de radicaux libres	32
Figure 12	Mécanisme réactionnel de détoxification du glutathion peroxydase	33
Figure 13	Régulation de la production d'espèces réactives de l'oxygène par les systèmes de défense antioxydants	34
Figure 14	(A) L'artichaut récolté, (B) La poudre d'artichaut	37
Figure 15	Réduction du radical DPPH	46
Figure 16	Teneur en sucres, en protéines et en lipides du cœur d'artichaut (%)	49
Figure 17	Teneur en eau et de la matière sèche du cœur d'artichaut	50
Figure 18	Taux des polyphénols extraits par différents solvants	51

Introduction

L'étude de la chimie des plantes médicinales est toujours d'une actualité malgré son ancienneté. Cela tient principalement au fait que le règne végétal représente une source importante d'une immense variété de molécules bioactives. Cette matière végétale contient un grand nombre de molécules qui ont des intérêts multiples mis à profit dans l'industrie alimentaire, en cosmétologie et en pharmacie. Parmi ces composés on retrouve, les coumarines, les alcaloïdes, les acides phénoliques, les tannins, les terpènes et les flavonoïdes (Bahorun *et al.*, 1996).

Les polyphénols jouent un rôle très important, principalement, dans la lutte contre les cancers, les maladies cardiovasculaires et la peroxydation lipidique. Expliquant de ce fait leur grande utilisation dans la fabrication des médicaments. Ils interviennent aussi dans la protection des plantes contre les différentes attaques microbiennes (surtout fongiques) risquant de causer la perte d'une grande quantité de végétation (Bruneton, 1999).

L'Algérie possède une flore végétale riche et diversifiée. Parmi les plantes médicinales qui constituent le couvert végétal, se trouve le genre *Cynara*. L'artichaut (*Cynara scolymus L.*) joue un rôle important dans la nutrition humaine. Les propriétés nutritionnelles et pharmaceutiques de l'artichaut sont liées à leur composition chimique, qui comprend des niveaux élevés de composés polyphénoliques et flavonoïdes. Historiquement, cette plante a été utilisée aussi en médecine car ils sont impliqués dans la prévention du cancer. La partie comestible de cette plante (cœur) est la source la plus riche d'aliments antioxydants (Lattanzio *et al.*, 2009).

Dans ce contexte s'inscrit le présent travail de la recherche dont le but principal est d'évaluer les propriétés antioxydantes du cœur d'artichaut. L'objectif de notre étude est d'évalué la composition chimique globale, d'estimer la teneur en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en tanins, ensuite évaluer le pouvoir antioxydant des extraits phénoliques.

Le manuscrit ce compose de deux parties, une partie bibliographique qui porte sur la description générale de la plante d'artichaut et quelques généralités sur les polyphénols, le stress oxydatif et le système antioxydant suivie par une partie expérimentale qui comprend

deux chapitres : un premier qui illustre le matériel et les méthodes utilisées pour réaliser l'objectif de cette étude et un deuxième chapitre qui révèle les résultats obtenus et leur discussion en se référant à plusieurs articles trouvés dans ce sens.

En conclusion, nous avons essayé de clôturer ce mémoire par essayer de donner quelques principaux résultats et terminer par quelques perspectives pour des recherches avenir.

I.1. Généralités

L'artichaut, *cynara scolimus*, est un légume qui nous vient des régions méditerranéennes (Delabays *et al.*, 2017). Consommé pour ses qualités gustatives, il est utilisé depuis fort longtemps pour ses propriétés dépuratives au niveau hépatique et pour ses vertus diurétiques (Rabaneda *et al.*, 2003).

La partie consommée est le capitule floral que l'on récolte avant qu'il ne s'ouvre, donc avant la floraison réelle. Les feuilles d'artichaut sont en fait des bractées, le « fond d'artichaut » étant le réceptacle floral (Ceccarelli *et al.*, 2010).

C'est une culture pluriannuelle dont la durée moyenne est de 3 à 4 ans. On distingue plusieurs types variétaux : globuleux vert ou conique violet (Georges-Louis, 2011).



Figure 1. Artichaut *Cynara Scolymus* L. (Plagès, 2014).

I.2. Taxonomie et classification

Le nom scientifique de l'artichaut *Cynara scolymus* L. fait référence soit à la plante entière, y compris l'inflorescence capitulaire ou à la tête florale comestible. Son nom botanique dérive du Latin *cinis* ou *cineris*, en raison de la traditionnelle utilisation de ses cendres comme engrais, et du grec *Skolymos*, qui signifie «chardon» et ce, par rapport aux

épines situées dans les bractées, entourant l'inflorescence dans la partie comestible de la plante (Frutos *et al.*, 2019).

C'est une plante appartenant à la famille des *Asteraceae*, de la sous-famille de *Carduoideae*, de la tribu des *Cardueae* et de la sous-tribu des *Carduinae* (Labrousse, 2019).

Cynara est l'un des treize genres de la tribu, très homogène par l'organisation florale et la structure de la plante. Ceci a permis des rapprochements, à l'aide de plusieurs caractères morphologiques, avec quelques autres genres dont *Cirsium*.

Le tableau 1, présente la classification botanique de l'espèce *Cynara Scolymus* L. selon Goetz et Le jeune,(2007).

Tableau 1. Classification de *Cynara scolymus* L. (Goetz et Le Jeune, 2007).

Règne	<i>Plantae</i>
Division	<i>Magnoliophyta</i>
Classe	<i>Magnoliopsida</i>
Ordre	<i>Asterales</i>
Famille	<i>Asteraceae</i>
Genre	<i>Cynara</i>
Espèce	<i>Scolymus</i>

I.3. Ecologie et répartition géographique

L'artichaut est particulièrement répandu dans le bassin méditerranéen, lieu de son origine où le climat est caractérisé par des étés chauds et des hivers doux (Bekheet et Sota, 2019).

Aujourd'hui, il est cultivé dans presque toutes les régions du globe (Afrique du Nord Amérique du Sud, Argentine, États-Unis, Italie, France, Espagne, Angleterre et Chine.....) (Lanteri *et al.*, 2004) où les conditions climatiques sont appropriées : été frais avec des températures moyennes inférieures à 18°C et des hivers doux sans gel avec des températures moyennes comprises entre 4°C et 10°C (Kchouk, 2000). La température la plus appropriée pour la vernalisation varie de 2°C à 7°C. Dans ces régions, la production est possible toute l'année (Salata *et al.*, 2013). Elle nécessite également de longues périodes d'ensoleillement, avec une photopériode critique de 10,5 heures, avec une gamme de pH allant de 6 à 8 (Marques, 2016).

La plante est très exigeante en eau. Les besoins les plus importants se situent au moment de la plantation et au redémarrage de la végétation pour une culture de 2^{ème} année.

L'artichaut exige des sols meubles, profonds, riches en humus et sans excès d'humidité, il valorise les sols salés (Barbut et Chevalier, 2008).

I.4. Caractéristiques morphologiques

L'artichaut est une plante vivace à tige robuste, droite et longue pouvant atteindre les 1.5 mètres de hauteur (Pierre, 2017). La partie souterraine quand a elle est un gros rhizome pourvu d'un puissant système racinaire (Rozier, 2019).

Les fleurs, qui s'épanouissent de juin à septembre sont hermaphrodites, tubulées et de couleur bleu-violacé. Elles sont insérées au niveau d'un réceptacle charnu entouré de bractées de forme ovoïde et disposées en tuiles. Le réceptacle ainsi que la base des bractées constituent la partie comestible de l'artichaut. Les fleurs apparaissent au sommet de l'artichaut lorsqu'on le laisse se développer. Il ne s'agit pas d'une fleur unique mais d'un ensemble de fleurs (chaque fleur est nommée "fleuron") (Goetz, 2007).

La plante développe aussi un feuillage fait de longues feuilles, cotonneuses, un peu épineuse, longuement pétiolées, très découpées et quelquefois entières.

Les fruits de l'Artichaut sont des akènes ovoïdes glabres de couleur brun foncé surmontés d'un Pappus en aigrette blanche (Lassecher, 2003).

I.5. Modes de multiplication

Traditionnellement, l'artichaut est multiplié végétativement par des œilletons, des cabosses, des bâtons ou des éclats de souches (Dridi, 2003).

Les œilletons sont des pousses faiblement racinées qui se développent à la manière de rejets à partir de bourgeons souterrains; ils sont détachés de la plante mère à l'état, poussant pendant le mois de mars et gardés en pépinière pour être plantés au mois d'août.

Les cabosses, appelés aussi « ovolo », sont des œilletons qui ont subi sur la plante mère une dessiccation accentuée mais dont le bourgeon terminal doit conserver l'aptitude à «germer». Détachés de la plante mère, ils sont utilisés comme boutures, soit à l'état sec, soit après une courte pré-germination.

Les bâtons (pousses axillaires de faible vigueur ayant produit des capitules tard au printemps) sont utilisées comme boutures directement au champ.

Les éclats de souche quand à eux correspondent à des fragments de la souche mère prélevés en mi-juillet - début août sur des plantes âgées de deux ou trois ans. Chaque fragment de souche doit renfermer au moins un bourgeon, qui après développement donne le futur pied-mère (Abdelfattah *et al.*, 2010).

Durant la période de repos végétatif, la partie aérienne de la souche se dessèche sous l'effet des chaleurs estivales. Néanmoins, avant d'entrer en état de quiescence, la plante assure la pérennité de sa végétation grâce aux rejets qui se développent au cours de la période de végétation (Dridi, 2003).

I.5.1. La multiplication par œilletonnage

L'artichaut se multiplie généralement par prélèvement des œilletons (ce sont les jeunes plants qui poussent à la base). L'opération est appelée œilletonnage. Le prélèvement des bourgeons végétatifs se fait au printemps sur des pieds-mères que l'on a protégés pendant l'hiver et l'action doit être faite avec précaution pour assurer la reprise.

La plantation doit être rapide, dans un sol meuble, riche en matières organiques, profond et suffisamment pourvu en eau mais sans excès. Un arrosage fréquent est nécessaire au moment de la reprise. La plantation s'effectue généralement au printemps ou à l'automne selon la période de récolte désirée mais aussi du climat de la région après un passage en pépinière (Plagès, 2014).

I.5.2. La multiplication par semences

L'artichaut peut aussi être multiplié par semences. L'utilisation de semences évite la transmission des maladies cryptogamiques, virales et bactériennes. Il est possible de semer sous abri en mini-mottes en février-mars et misent en place en avril-mai. Les plantes peuvent produire des capitules dès l'automne suivant. Les températures basses (entre 7°C et 10°C, vernalisation) sont indispensables à la floraison mais les besoins varient suivant les variétés. Les températures élevées induisent généralement une dormance bloquant l'apparition des hampes florales.

Les distances de semis ou de plantation sont de 1 m en tous sens. On laissera en place pendant 3 ou 4 ans, suivant l'état sanitaire des plantes qu'il est important de surveiller (Plagès, 2014).

I.5.3. La multiplication par micro-propagation

La micro-propagation *in vitro* est une autre technique de multiplication antérieure à celle des méristèmes pour l'obtention des clones uniformes, saines et de haute qualité, nécessaire pour augmenter la surface de culture de cette espèce. Cependant, le problème de la contamination et le faible taux de multiplication *in vitro* de cette espèce restent des facteurs limitant (Dridi, 2003).

I.6. Les variétés d'artichauts

Le nombre total de géotypes d'artichauts du globe ne peut pas être facilement déterminé et, même si 100 à 120 géotypes sont actuellement estimés, seuls 11 à 12 peuvent être considérés comme plus importants pour leur intérêt commercial (Mauro *et al.*, 2009).

En raison de la grande variabilité génétique trouvée dans plusieurs populations cultivées, on les différencie aujourd'hui par leurs couleurs (blanche ou violette), la forme du capitule et le caractère plus ou moins épineux des bractées (Bekheet et Sota, 2019).

La figure 2. Présente une sélection de quelques variétés d'artichauts globes cultivées dans nos régions.

- Violet d'Hyères

C'est la variété la plus précoce. De taille moyenne, le capitule est à forme ovale avec des bractées serrées qui ne s'ouvrent que lorsque sa pleine maturité est atteinte : le capitule a un très bel aspect.

- Violet d'Alger

C'est probablement le violet d'Hyères acclimaté en Algérie. La forme du capitule est ovale, teinte violette avec des bractées ouvertes et assez épineuses, variété plus productive que le quarantin, mais moins précoce. Début de production : fin novembre.

- Le violet du Gapeau

Capitule plus gros avec une forme très allongée et pointue, production groupée mais très faible, précocité moins grande.

- Blanc d'Oran ou quarantin

Variété originaire d'Espagne (Blanc d'Espagne ou Tudela). Capitules de couleur vert clair, petits, arrondis, fermes et dont les bractées sont bien serrées. Résiste à la sécheresse, productive et très précoce. Début de production : fin d'octobre.

- Blanc d'Hyères

Variété très tardive et productive. Gros capitules arrondis de couleur vert clair. Début de production : fin mars-début avril.

- **Camus de Bretagne**

Variété de blanc tardive et productive. Gros capitules arrondis, fermes et serrés, de couleur vert-gris pale et violacée sur les bords. Les bractées sont très charnues à la base. Début de production mi-mars.

- **Gros vert de Laon**

Variété de blanc tardive. Très gros capitules de couleur vert brunâtre et des feuilles pointues, parfois surnommé «vert d'Italie ou tête de chat ». Début de production : début avril (Barut et Chevalier, 2008).








			
Violet d'Hyères	Violet d'Alger	violet de Gapeau	Blanc d'Oran
			
Blanc de Hyères	Camus de Bretagne	Vert de Laon	

Figure 2. Variétés d'artichauts globes (Bekheet et Sota, 2019).

I.7. Composition biochimique et activités biologiques de l'artichaut

1.7.1. Composition biochimique

L'artichaut présente une teneur en glucides plus élevée que la plupart des légumes frais. Ces derniers comptent surtout « l'inuline », un sucre non digestible qualifié de prébiotique. Sa valeur calorique est cependant très faible : il n'est pratiquement pas absorbé au niveau de l'intestin grêle, mais simplement dégradé par la flore intestinale.

Les protéines sont également présentes en proportions importantes pour un légume frais : plus de 2,50g aux 100g. Celles-ci restent toutefois une valeur biologique peu satisfaisante.

Faiblement représentés, les lipides ne jouent ici aucun rôle d'un point de vue nutritionnel (Petacci *et al.*, 2012).

Riche en vitamine B9 (acide folique ou folates), vitamine C, vitamine K et quelques petites quantités de vitamine E et de provitamine A, l'artichaut est également une source importante de lutéine et de zéaxanthine, deux caroténoïdes dotés de propriétés antioxydantes.

Doté aussi d'une bonne concentration en minéraux et oligoéléments (Magnésium, Fer, Cuivre, Phosphore, Zinc, Sodium et Calcium), il comporte beaucoup de fibres, solubles et insolubles et environ 15 à 20% de matière sèche (Frutos *et al.*, 2019).

Ce légume, renferme également une grande variété d'antioxydants (composés phénoliques et anthocyanines). Les têtes et les feuilles d'artichaut sont une source importante d'antioxydants naturels, qui ajoutent une valeur significative pour la santé humaine (Sekara *et al.*, 2015).

Les substances phénoliques ont une activité de piégeage importante contre les espèces réactives de l'oxygène (ROS) et les radicaux libres. Ils agissent comme un bouclier protecteur contre les dommages oxydatifs des molécules biologiques, telles que les protéines, les lipides et l'ADN (Christaki *et al.*, 2012 ; Marques *et al.*, 2017).

D'un point de vue nutritionnel, les niveaux élevés de polyphénols bioactifs (dérivés de l'acide caféique et flavonoïdes) dans les réceptacles intérieurs représentent une valeur ajoutée pour les capitules d'artichaut (Ceccarlli *et al.*, 2010) et par rapport à d'autres légumes, l'artichaut contient des niveaux élevés de polyphénols totaux (Abu-Reidah *et al.*, 2013).

Le contenu des polyphénols peut être influencé par les conditions climatiques et la saison de la récolte (Marques, 2016).

Le tableau 2, illustre l'activité biologique des principaux composés phénoliques isolés de la plante d'artichaut.

Tableau 2. Activité biologique des composés phénoliques isolés de l'artichaut (Bekheet et Sota, 2019).

	Composés	Activités
Acide Caffeoylquinic	<ul style="list-style-type: none"> - Chlorogenic acid (common: 3-O-caffeoylquinic acid; IUPAC: 5-O-caffeoylquinicacid). - Cynarin (1, 3 - Dicafeoylquinicacid). - 3, 4 - Dicafeoylquinicacid. - 3, 5 - Dicafeoylquinicacid. - 1, 5 - Dicafeoylquinicacid 	<ul style="list-style-type: none"> - Hépatoprotecteur, antioxydant et anti-carcinogène - Hépatoprotecteur, Antioxydant, Anti-HIV, - Cholérétique, anti-cholestatique, diurétique. - Activité virale anti grippale, - Antioxydant et anti-apoptotique. - Protection de la mort cellulaire - Prévention de l'apoptose des neurones dans la maladie d'Alzheimer - Anti-carcinogène - Antioxydant
Flavonoïdes	<ul style="list-style-type: none"> - Lutéoline - Cynaroside (lutéoline 7 - O -glucoside) - Scolymoside (lutéoline 7 - O -rutinoside) - Apigénin 	<ul style="list-style-type: none"> - Anti-cholestatique, cholérétique, Antioxydant, - Activité Antimicrobienne, Vaso-relaxant. - Hépatoprotecteur, anti-cholestatique, cholérétique - Anti-hyperlipidémique - Agent Chemo-préventif, Antibactérienne, - Vaso-relaxant, antioxydant.

I.7.2. Activités biologiques

Les plantes d'artichaut ont une résistance élevée aux agents pathogènes (large activité inhibitrice contre les microorganismes) et aux pucerons en raison de leur teneur élevée en sesquiterpènes. Ils présentent également une tolérance aux stress biotiques et abiotiques (Sekaara *et al.*, 2015).

Récemment, de nombreuses études ont démontré que l'artichaut a des propriétés médicinales majeures, y compris antioxydantes, anti-carcinogènes, anti-génotoxique, anti-inflammatoire, ainsi qu'antifongique, anti-VIH et antibactérien (Abu-Reidah *et al.*, 2013).

I.7.2.1. Effet antioxydant

D'après les données récentes de U.S Department of Agriculture (2010), l'activité antioxydante de l'artichaut est excellente.

Mis à part les épices et aromates qui caracolent en tête du classement, les parties comestibles d'artichauts sont classées devant tous les autres légumes et à égalité avec les baies rouges (mûres et myrtilles). Le « fond » d'artichaut est le légume le plus riche en polyphénols totaux de notre alimentation devant le persil et le chou de Bruxelles (Miraj et Kiani, 2016).

L'extrait d'artichaut manifeste une aptitude à retarder l'oxydation des lipoprotéines de basses densités LDL (La lutéoline manifeste aussi cette activité).

On est en mesure de supposer aussi que l'activité antioxydante de l'artichaut relèverait en partie de ses flavonoïdes (Hasan *et al.*, 2009).

I.7.2.2. Activité prébiotique

L'artichaut est riche en fibres et compte parmi les légumes qui en sont le mieux dotés. Il s'agit principalement d'inuline, une fibre à effet prébiotique qui favorise la croissance de bactéries considérées comme bénéfique pour la santé.

Une étude a par exemple démontré que la consommation de 5g par jour d'inuline d'artichaut augmente de façon significative la quantité de bifidobactéries présentes dans les selles et de façon plus modérée, celle de *Lactobacillus*.

Les prébiotiques et en particulier l'inuline, permettent de renforcer l'effet barrière de la muqueuse intestinale et donc de limiter le risque d'infections par des germes dangereux. La fermentation colique occasionnée par l'inuline a pour conséquence une meilleure assimilation de certains minéraux et une légère accélération du transit intestinal (Miraj et Kiani, 2016).

I.7.2.3. Effet antifongique

Outre ses effets antioxydant et prébiotique, l'artichaut possède une activité antimicrobienne remarquable grâce aux substances polyphénoliques qu'il contient.

Les tests de cette activité réalisée sur plusieurs organismes (bactéries et champignons) ont montré et confirmé cet effet promoteur qui peut être exploité pour la protection des plantes (rôle écologique) et dans le domaine thérapeutique en relation avec la santé humaine (Miraj et Kiani, 2016).

I.8. Domaines d'utilisations

I.8.1. Utilisation en thérapeutique

L'artichaut possède d'innombrables propriétés thérapeutiques. Il est considéré comme une source prometteuse de produits biopharmaceutiques (Abu-Reidah *et al.*, 2013) :

- Cholérétique : l'artichaut possède la capacité d'augmenter la sécrétion et l'élimination de la bile par le foie;
- Cholagogue : l'artichaut facilite grandement l'évacuation de la bile logée dans les voies biliaires et dans la vésicule, en la transportant vers l'intestin;

- Hépto-protecteur et dépuratif : l'artichaut joue un rôle primordial dans l'élimination des toxines accumulées dans l'organisme;
- Hypocholestérolémiant et hypotensif : l'artichaut diminue la tension artérielle ainsi que le taux élevé de cholestérol sanguin (Hammouda *et al.*, 1993);
- Rajeunissement tissulaire : l'artichaut renouvelle le derme, donnant un air plus jeune;
- Digestives : les fibres de l'artichaut, dont l'inuline, influent positivement sur les fonctions gastro-intestinales en favorisant le développement des bifidobactéries dans le colon (Labrousse, 2019).

I.8.4. Autres utilisations

L'huile d'artichaut, riche en acides polyinsaturés, pourrait être utilisée dans la fabrication de savons, de shampoings et de cirages, il représente une source importante de nectar et de pollen, avec une production de miel estimée à 150-400 kg/ha (Dridi, 2003).

Les feuilles sont riches en protéines (12-19%) et en fibres brutes (18%) et peuvent constituer un fourrage appréciable pour l'engraissement des bovins et autres animaux, tels que les chèvres (Hernandez *et al.*, 1992).

Les fleurs d'artichauts peuvent être utilisées pour fabriquer des fromages. En effet, ces dernières, contiennent des enzymes, les Cynarases, ayant la propriété de faire coaguler le lait. Une propriété qui a été mise à profit depuis de nombreux siècles dans la production de fromages.

Les parties non comestibles de l'artichaut peuvent être utilisées comme biomasse pour l'énergie et la fabrication de la pâte à papier, dans la production de biodiesel et des boissons alcoolisées (Bekheet et Sota, 2019).

L'inuline, glucide hypocalorique extrait de l'artichaut, peut aussi être utilisée dans la production d'aliments allégés en matières grasses, une nouvelle offre à l'industrie alimentaire pour de futurs produits nouveaux et sains (Christaki *et al.*, 2012).

I.9. Toxicité de l'artichaut

Les plantes d'artichauts sont susceptibles d'être contaminés par des virus : vingt-six d'entre eux, ont été rapportés à ce jour. Parmi ceux-ci, neuf virus ont été sélectionnés. Une contamination virale peut être latente et occasionner des symptômes significatifs (Delabays *et al.*, 2017).

Considéré par la plupart des chercheurs comme un comestible inoffensif, il peut entraîner tout de même de rares manifestations d'inconfort gastro-intestinal et d'éventuelles réactions allergiques chez les sujets qui ne tolèrent pas ce produit (Bruneton, 2009).

II.1. Les polyphénols

II.1.1. Généralités

Les composés phénoliques ou les polyphénols constituent une famille très largement répandue dans le règne végétale. On les trouve dans les plantes, depuis les racines jusqu'aux fruits. Les polyphénols sont des métabolites secondaires, ce qui signifie qu'ils n'exercent pas des fonctions directes au niveau des activités fondamentales de l'organisme végétal, comme la croissance, ou la production.

Ils participent à la défense des plantes contre les agressions environnementales (Gee et Johnson, 2001) et jouent un rôle majeur dans la croissance des végétaux et la lutte contre les agents pathogènes responsables d'infections et d'infestations. La couleur des fruits, des fleurs et des feuilles est une caractéristique attribuée aux flavonoïdes, une des classes de polyphénols (El Gharras, 2009).

Les polyphénols, qui forment une immense famille de plus de 8000 composés naturels, sont divisés en plusieurs catégories : les flavonoïdes qui représentent plus de la moitié des polyphénols, les tanins qui sont des produits de la polymérisation des flavonoïdes, les acides phénoliques, les coumarines, les lignanes ainsi que d'autres classes qui existent en nombres considérables (Docosta, 2003).

De nombreuses études sur l'impact positif de leur consommation ont montré que les polyphénols pourraient permettre de prévenir de nombreuses pathologies comme le cancer (Brown *et al.*, 1998), Les maladies dégénératives et cardiovasculaires (Paganga *et al.*, 1999). Un encouragement à la consommation d'aliments d'origine végétale riches en composés phénoliques constitue désormais une des principales recommandations en santé publique. Parmi les antioxydants végétaux, les composés phénoliques apparaissent plus efficaces quant à leurs effets protecteurs dans l'organisme (Gee et Johnson, 2001).

L'élément structural fondamental qui caractérise les composés phénoliques est la présence d'au moins un noyau benzénique auquel est directement lié au moins un groupement hydroxyle ainsi que des groupes fonctionnels (ester, méthyle ester, glycoside....) (Brunton, 1999). Les composés phénoliques sont commodément classés selon le nombre d'atomes de carbones dans le squelette de base (Docosta, 2003).

II.1.2. Principales sources alimentaires

Les polyphénols sont présents partout, dans les racines, les tiges, les fleurs, les feuilles de tous les végétaux. Les principales sources alimentaires sont les fruits et légumes, les boissons (vin rouge, thé, café, jus de fruits), les graines oléagineuses et les légumes secs.

Les fruits et légumes, contribuent pour moitié à notre apport en polyphénols. Les boissons telles que les jus de fruits, le café ou le thé apportent le reste (Middleton *et al.*, 2000).

Tableau 3. Principales sources alimentaires des polyphénols (Bessedik et Benikhlef, 2017).




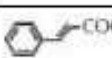
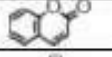
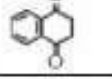
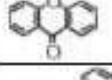
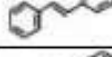
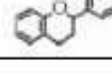
Classe de polyphénols	Sources alimentaires
Les stilbènes	- Le raisin et son jus; - Le chou rouge, les épinards et certaines plantes médicinales; - Les cacahuètes et le beurre de cacahuètes; - Artichaut.
Les flavones	- Persil, Céleri et poivron rouge; - Les céréales ; - La peau des agrumes; - Les huiles essentielles de mandarine.
Les flavonols	- L'oignon, le chou frisé, le poireau, le thé noir et le thé vert.
Les flavanones	- Dans les citrons, les mandarines et les oranges; - Les pamplemousses et les oranges amères; - La tomate et certaines plantes aromatiques comme la menthe.
Iso-flavones	- Dans le soja (graines, farine et lait de soja)
Chalconesdihydro-chalcones	- La tomate (peau, ketchup); - La pomme (peau, chair et pépins).
Cathechine	- L'abricot et la cerise, les pêches, les prunes, les fraises, les pommes et les poires; - Le chocolat; - Le thé vert.
Proanthocyanidines	- Le raisin, la pêches et la pomme; - Le cidre, le thé et la bière.
Les anthocyanes	- Dans le cassis et les mures; - Les fruits rouges comme la myrtille, la fraise ou la cerise;
Les lignanes	- Les graines de lin; - Les céréales (triticale et blé); - Les fruits (poire et prune); - Certains légumes (ail, asperge et carotte); - Les légumineuses comme les lentilles.

II.1.3. Principales classes de polyphénols

Les polyphénols forment un très vaste ensemble de substances chimiques, ils peuvent être classifiés selon le nombre et l'arrangement de leurs atomes de carbones.

Ces molécules sont généralement trouvés conjuguées aux sucres et les acides organiques (Benhammou, 2011).

Tableau 4. Structure des squelettes de polyphénols (Benhammou, 2011).

Nombre de carbones	Squelette	Classification	Exemple	Structure de base
7	C ₆ -C ₁	Acides phénols	Acide gallique	
8	C ₆ -C ₂	acétophénones	Gallacetophénone	
8	C ₆ -C ₂	Acide phénylacétique	Acide p-hydroxyphénylacétique	
9	C ₆ -C ₃	Acides hydroxycinamiques	Acide p-coumarique	
9	C ₆ -C ₃	Coumarines	Esculine	
10	C ₆ -C ₄	Naphthoquinones	Juglone	
13	C ₆ -C ₁ -C ₆	Xanthones	Mangiférine	
14	C ₆ -C ₂ -C ₆	Stilbènes	Resveratrol	
15	C ₆ -C ₃ -C ₆	Flavonoïdes	Naringénine	

II.1.3.1. Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des molécules poly-substituées, ubiquitaires chez les plantes, formées à partir des acides aminés aromatiques : phénylalanine, tyrosine et malonate. La structure de base des flavonoïdes est le noyau flavane, qui se compose de 15 atomes de carbones disposés en trois cycles (C₆-C₃-C₆) qui sont nommées cycle A, cycle B et cycle C (Stalikas, 2007).

Les flavonoïdes jouent un rôle très important dans la croissance des plantes, la floraison, la fructification et la défense contre les maladies et les microorganismes. Ils ont également un rôle très important pour la santé humaine. A titre d'exemples, ils sont efficaces contre l'inflammation chronique, les maladies allergiques, les maladies coronariennes et le cancer (Ebadi, 2001 et Ghedira, 2005).

II.1.3.2. Anthocyanosides

Ce sont des pigments rouges en milieu acide, virant au bleu en milieu alcalin ; ils sont très répandus dans les fleurs et les fruits.

Les anthocyanes sont les dérivés du cation 2-phényl-1-benzopyrylium (flavyliumde) porteur de 3 cycles aromatiques conjugués d'où l'absorption de la lumière visible (Brouillard, 1986).

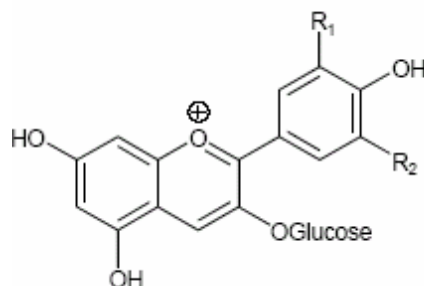


Figure 4. Structure des anthocyanosides (Benhammou, 2011).

II.1.3.3. Tanins

Cette classe désigne le nom général descriptif du groupe des substances phénoliques polymériques, ayant une masse moléculaire comprise entre 500 et 3000 Da (Cowan, 1999).

Les tannins sont caractérisés par une saveur astringente et sont trouvés dans toute les parties de la plante : L'écorce, le bois, les feuilles, les fruits et les racines (Scalbert, 1991).

II.1.3.4. Coumarines

Les coumarines qui sont aussi les dérivés de (C6-C3), appartiennent au groupe des composés connus par des benzo- α -pyrone et toutes sont substituées en 7 par un hydroxyle (O'kennedy et Thornes, 1997).

Elles se trouvent dans la nature soit à l'état libre ou bien combiné avec des sucres. Elles sont responsables de l'odeur caractéristique du foin (Cowan, 1999).

II.1.3.5. Quinones

Les quinones sont des composés oxygénés qui résultent de l'oxydation des dérivés aromatiques caractérisés par un motif 1-4 dicétocyclohexa-2,5-diéniq (para-quinones) ou par un motif 1,2-dicéto-cyclohexa-3-5-diéniq (ortho-quinones) (Bruneton, 2009). La dione peut être conjuguée aux doubles liaisons d'un noyau benzénique (benzoquinones) ou à celles d'un système aromatique polycyclique condensé : naphthalène (naphtoquinones), anthracène (anthraquinones), naphtodianthrène (naphtodiathrone) (Krief, 2003 ; Bruneton, 2009).

II.1.3.6. Stilbéne

Les membres de cette famille possèdent la structure C6-C2-C6 comme les flavonoïdes. Ce sont des phytoalexines, composés produits par les plantes en réponse à l'attaque par les microbes pathogènes fongiques, bactériens et viraux. Les sources principales des stilbènes sont les raisins, les vins, le soja et les arachides (Crozier *et al.*, 2006).

II.1.3.7. Acides phénoliques et phénols simples

Le terme d'acides phénoliques peut s'appliquer à tous les composés organiques possédant au moins une fonction carboxylique et un hydroxyle phénolique. En photochimie, l'emploi de cette dénomination est réservé aux seuls dérivés des acides benzoïques et cinnamiques.

- **Acides phénoliques dérivés de l'acide benzoïque**

Les acides phénoliques en C6-C1, dérivés hydroxylés de l'acide benzoïque, sont très communs, aussi bien sous forme libre que combinés à l'état d'ester ou d'hétéroside.

L'acide gallique et son dimère (l'acide hexa-hydroxy-diphénique) sont les éléments constitutifs des tannins hydrolysables. D'autres aldéhydes correspondants à ces acides, comme la vanilline, est très utilisé dans le secteur pharmaceutique (Bruneton, 1993).

- **Acide phénoliques dérivés de l'acide cinnamique**

La plupart des acides phénols C6-C3 (acides p-coumarique, caféique, férulique, sinapique) ont une distribution très larges ; les autres (acides o-coumarique, o-férulique) sont peu fréquents (Brunton, 1993). Les acides (cinnamique et caféique) sont les représentants communs du groupe des dérivés phénylpropaniques qui diffèrent par leur degré d'hydroxylation et de méthylation.

- **Phénols simples**

Les phénols simples, tels que le catéchol, la guaiacol, et le phloroglucinol ...sont plutôt rares dans la nature à l'exception de l'hydroquinone qui existe dans plusieurs familles (*Ericaceae*, *Rosaceae*...). Les deux phénols hydroxylés, le catéchol et le pyrogallol, ont montré leur toxicité vis-à-vis certains microorganismes (Cowan, 1999).

II.1.4. Voie de biosynthèse

L'origine biosynthétique des composés phénoliques des végétaux est proche, tous dérivant de l'acide shikimique. Cette voie shikimate conduit à la formation des oses aux acides aminés aromatiques (phénylalanine et tyrosine) puis par désamination de ces derniers, aux acides cinnamiques et à leur très nombreux dérivés : acides benzoïques, acétophénonnes, lignanes, lignines et coumarines (Brunton, 1993).

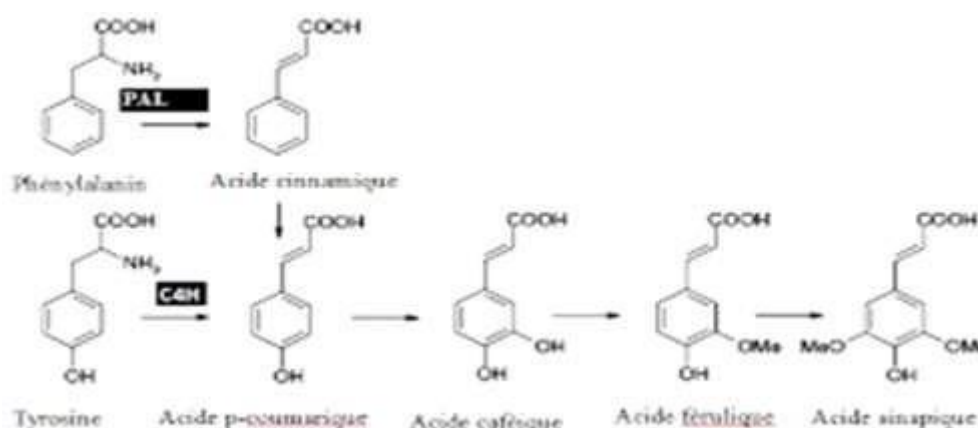


Figure 3. Biosynthèse des composés phénoliques les plus largement distribués par la voie de shikimate (Crozier *et al.*, 2006). **PAL** : phénylalanine ammonia-lyase ; **C4H** : cinnamate 4-hydroxylase (Brunton, 1993).

II.1.5. Facteurs de variabilité de la teneur en polyphénols

II.1.5.1. Effet des facteurs externes

Le métabolisme secondaire (phénolique) est particulièrement sensible à l'action des facteurs externes comme la lumière, la température, les microorganismes pathogènes et les traitements appliqués par l'homme (Dinelli *et al.*, 2006).

II.1.5.2. La lumière

L'importance de la lumière (spectre visible mais aussi UV contenus dans le rayonnement solaire) sur l'accumulation des anthocyanes se résume par l'intervention de deux paramètres : d'une part l'intensité du flux lumineux et d'autre part la nature des radiations constitutives. Elle agit directement, par l'intermédiaire des radiations bleues et rouges et du pigment végétal phytochrome sur l'activation du promoteur des gènes phénylalanine ammonia lyase (PAL), ce qui se traduit alors par la transcription des ARNm puis la formation de la protéine enzymatique (enzyme du métabolisme) (Hahlbrock *et al.*, 1995).

II.1.5.3. La température

La température est également un facteur de régulation de l'expression du métabolisme phénolique, souvent en interaction avec la lumière. Ainsi, un abaissement de la température associé à un traitement lumineux adéquat induit fréquemment à une accumulation des anthocyanes. Là encore, la régulation pourrait intervenir au niveau du PAL elle-même, des inhibiteurs de l'enzyme pouvant être mis en place sous l'effet des températures élevées. Des perturbations du métabolisme phénolique peuvent quelques fois apparaître à la suite de traitements d'organes végétaux au froid, conduisant alors à des brunissements (Rhodes *et al.*, 1981).

II.1.5.4. Les microorganismes pathogènes

La contamination microbienne du végétal par des microorganismes pathogènes engendre une forte augmentation des teneurs en composés phénoliques, correspondant à la mise en place de mécanismes de défense de la plante (Dixon et Paiva, 1995).

II.1.5.5. Les traitements appliqués par l'homme

Certains traitements (application de fertilisants, irradiations, etc.) peuvent influencer sur la composition phénolique au sein de la plante, soit au cours de la croissance ou au cours de la conservation des organes végétaux. Les conséquences sont souvent prévisibles car la réponse peut être très variable d'une espèce à l'autre et en fonction des doses appliquées et des durées de traitements. De profondes modifications de l'équipement phénolique interviennent également lorsque les organes végétaux sont soumis à des procédés technologiques destinés à la transformation (blanchiment, cuisson, etc.) (Macheix *et al.*, 2005).

II.1.5.6. Le stade physiologique

Les teneurs en composés phénoliques des organes végétaux sont également variables en fonction du stade physiologique. A l'exception des anthocyanes, la concentration en composés phénoliques se décroît au cours de la croissance et de la maturation. Chaque groupe de composés phénoliques peut évoluer au cours de la croissance selon une cinétique qui lui est propre, ce qui conduit alors à des proportions variables des différents composés en fonction du stade physiologique atteint (Macheix *et al.*, 2005).

II.1.5.7. Effet de l'espèce et de la variété

L'expression du métabolisme phénolique dans la plante est la traduction du patrimoine génétique propre à chaque espèce. La nature et la teneur en composés phénoliques accumulés sont donc d'abord une caractéristique de l'espèce végétale considérée. En effet, il est possible de caractériser les différentes variétés d'espèces par une véritable empreinte phénolique qui peut être utilisée pour la certification de variétés nouvelles obtenues par hybridation. Ces mêmes approches peuvent permettre de déceler certaines fraudes dans des produits de l'agroalimentaire (Fleuriet et Macheix, 2003).

II.1.6. Propriétés biologiques des polyphénols

II.1.6.1. Activité antioxydante

La reconnaissance des composés phénoliques comme antioxydants naturels est maintenant bien acquise et elle est pour une part à l'origine du regain d'intérêt que l'on porte à ces molécules dans le domaine de la nutrition et de la pharmacologie.

Grace à leur diversité structurale, les composés phénoliques sont impliqués dans cette activité via plusieurs mécanismes en agissant à différents niveaux des réactions radicalaires par la chélation des métaux, l'effet Scavenger, l'inhibition des enzymes génératrices des radicaux libres et l'induction de la synthèse des enzymes antioxydantes (Macheix *et al.*, 2005).

- **Chélation des métaux**

Les ions métalliques présents dans notre organisme, comme le fer ou le cuivre, peuvent donner naissance à des radicaux hydroxyles très réactifs via la réaction de Fenton (Fiorucci, 2006). Les flavonoïdes sont connus par leur capacité à former des complexes stables avec les ions métalliques (Marfak, 2003).

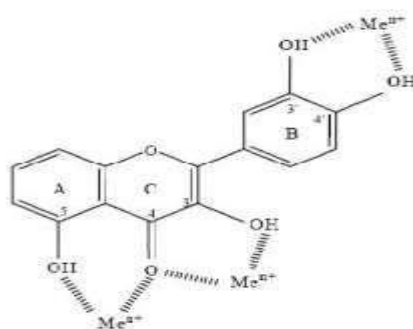


Figure 5. Sites de chélation des métaux par les flavonoïdes (Pietta, 2000).

- **Effet Scavenger**

L'effet Scavenger des composés phénoliques consiste à piéger et à neutraliser les formes toxiques de l'oxygène, en les réduisant par transfert direct d'un électron sur leur dernière couche électronique (Ghedira, 2005). De ce fait, les composés phénoliques interfèrent et bloquent la propagation de la réaction radicalaire en chaîne grâce à leur caractère réducteur en devenant, eux-mêmes, des radicaux phénoxyls assez stables grâce au phénomène de résonance (délocalisation des doubles électroniques) (Pietta, 2000 ; Macheix *et al.*, 2005).

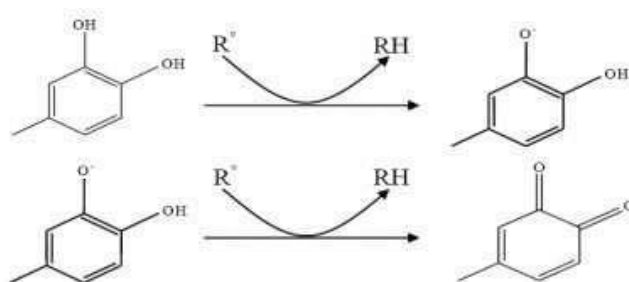


Figure 6. Mécanisme de l'activité Scavenging des flavonoïdes via la fonction catéchol (Pietta, 2000).

L'activité des composés phénoliques comme piégeurs de radicaux libres étant bien établie ; des études récentes suggèrent qu'ils seraient également de puissants piégeurs du radical NO et O₂⁻ (Sánchez-Vioque *et al.*, 2012). Cette activité est étroitement liée aux propriétés structurales des composés phénoliques, à savoir le nombre et la position des groupements hydroxyles et le degré de méthylation, de glycosylation et de polymérisation (Heim *et al.*, 2002).

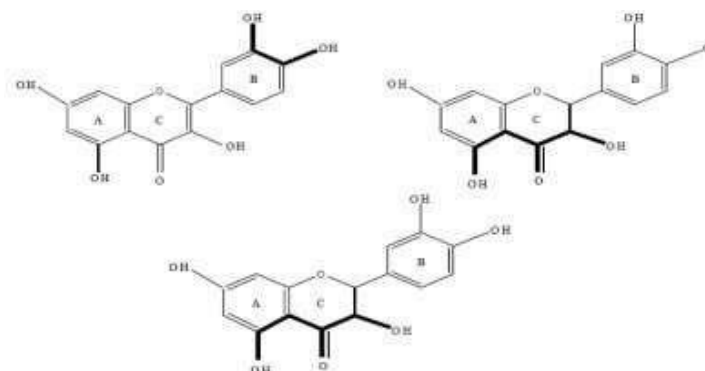


Figure 7. Groupes de l'activité anti-radicalaire des flavonoïdes (Soobratte *et al.*, 2005).

- **Inhibition des enzymes génératrices des radicaux libres**

L'inhibition des enzymes génératrices des radicaux libres dans les systèmes biologiques est une autre stratégie de l'effet antioxydant des composés phénoliques. Il a été rapporté par plusieurs études que les flavonoïdes sont les molécules les plus susceptibles d'être impliquées dans cet effet (Nagao *et al.*, 2002 ; Lin *et al.*, 2002). La quercétine, par exemple, est l'un des flavonoïdes les plus connus pour son activité inhibitrice sur la xanthine oxydase (Middleton *et al.*, 2000).

- **Induction de synthèse des enzymes antioxydantes**

A la lumière des études récentes de biologie moléculaire dans le domaine de la signalisation cellulaire et le rôle probable des composés phénoliques dans ce processus, un nouveau mécanisme de défense antioxydante a été avancé. Ce mécanisme indique l'implication des composés phénoliques, notamment la catéchine et ses dérivés dans l'induction de l'expression des enzymes antioxydantes telles que la superoxyde dismutase (SOD) (Masella *et al.*, 2005).

II.1.6.2. Activité antimicrobienne

Dès la naissance, l'homme se trouve en contact avec des microorganismes qui vont progressivement coloniser son revêtement cutanéomuqueux. Pour résister à ces microorganismes, de nombreux moyens sont mis en jeu. On peut schématiquement en distinguer 3 groupe : les barrières anatomiques, les mécanismes de résistance naturelle (Ou innés) et l'immunité acquise (Kaufmann, 1997).

La thérapeutique des infections bactériennes se base principalement sur l'usage des antibiotiques. La prescription à grande échelle et parfois inappropriée de ces agents peut entraîner la sélection de souches multi-résistantes d'où l'importance d'orienter les recherches vers la découverte de nouvelles voies qui constituent une source d'inspiration de nouveaux médicaments à base de plantes (Billings et Sherman, 1998).

Les polyphénols, notamment les flavonoïdes et les tannins sont reconnus par leur toxicité vis-à-vis des microorganismes. Le mécanisme de toxicité peut être lié à l'inhibition des enzymes hydrolytiques (les protéases et les carbohydrases) ou d'autres interactions pour inactiver les adhésines microbiennes, les protéines de transport et l'enveloppe cellulaire (Cowan, 1999).

II.1.6.3. Activité antifongique et antivirale

Les plantes ont une capacité intrinsèque à synthétiser des métabolites secondaires dont certains sont des composés aromatiques de types phénols.

Ces composés jouent un rôle de protection des plantes contre les invasions microbiennes, présentent d'autres mécanismes d'action de lutte contre les champignons, bactéries et virus.

Ces propriétés antifongiques et antivirales trouvent de nombreuses applications en médecine humaine (Xia *et al.*, 2011).

Les composés, appartenant aux acides phénoliques, les plus représentatifs de ces effets sont les acides cinnamiques et caféïques. On les retrouve présents dans le thym et la téragone. Ces composés sont particulièrement efficaces contre de nombreuses souches de bactéries, de champignons et de virus (Cheng *et al.*, 2008).

II.1.7. Intérêt des polyphénols

Les polyphénols peuvent intervenir dans certains aspects de la physiologie de la plante, dans les interactions des plantes avec leur environnement biologique et physique, dans les critères de qualité, dans les variations de certaines caractéristiques des végétaux lors des traitements technologiques et dans la protection de l'homme vis-à-vis certaines maladies en raison de leurs propriétés antioxydantes (Legrand, 1977).

Une des fonctions majeures des flavonoïdes est de contribuer à la couleur des plantes notamment celle des fleurs, ce qui déduit leur importance dans la qualité organoleptique des fruits et légumes (Macheix, 2006).

II.2. Le stress oxydatif et le système antioxydant

Nos cellules et tissus peuvent être soumis à une grande variété d'agression physiques (traumatisme, irradiation, hyper ou hypothermique), chimiques (acidose, toxines) et métaboliques (exposition à des xénobiotiques, privation d'un facteur hormonal ou de facteurs de croissance). La plupart de ces agressions débouchent sur une expression commune appelée stress oxydant, dû à l'exagération d'un phénomène physiologique, normalement très contrôlé, la production de radicaux dérivés de l'oxygène (Walker *et al.*, 1982).

II.2.1. Le Stress oxydatif

Le stress oxydant ou oxydatif résulte d'un déséquilibre entre les systèmes producteurs d'espèces radicalaires oxydantes et les systèmes de défense antioxydants au profit des premiers. Il correspond à une perturbation du statut oxydatif intracellulaire (Bonnetfont *et al.*, 2002 ; De Moffarts *et al.*, 2005).

II.2.2. Origine du stress oxydatif

Les radicaux libres sont produits par divers mécanismes physiologiques car ils sont utiles pour l'organisme à dose raisonnable. Cette production physiologique est parfaitement maîtrisée par des systèmes de défense. Dans les circonstances normales, on dit que 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).

Ce déséquilibre peut avoir diverses origines, citons la surproduction endogène d'agents pro-oxydants d'origine inflammatoire, un déficit nutritionnel en antioxydants ou même une exposition environnementale à des facteurs pro-oxydants (tabac, alcool, médicaments, rayons gamma, rayons ultraviolets, herbicides, ozone, amiante, métaux toxiques....) (Sorg, 2004). L'accumulation des EOR a pour conséquence l'apparition de dégâts cellulaires et tissulaires souvent irréversibles dont les cibles biologiques les plus vulnérables sont les protéines, les lipides et l'acide désoxyribonucléique (Valko *et al.*, 2006).

II.2.2.1. Les espèces réactives de l'oxygène

Les espèces réactives de l'oxygène (ROS) incluent les radicaux libres possédant au moins un électron libre sur la couche externe (radical hydroxyl OH., superoxyde O₂·, le radical peroxyde ROO·) et les dérivés non radicalaires, dont la réactivité est très élevée comme le peroxyde d'hydrogène H₂O₂, l'oxygène singulet l'O₂ et l'acide hypochloreux HOCl (Cuzzocrea *et al.*, 1998 et Chu *et al.*, 2010).

A cause de leur hyperréactivité, les radicaux libres ont une demi-vie très courte (quelques nanosecondes à quelques millisecondes). Cette réactivité dépend des éléments en présence, si un radical rencontre un autre radical, le produit sera non radicalaire ($A\cdot + B\cdot \rightarrow AB$). Si un radical rencontre un non radical, un nouveau radical sera formé ($A\cdot + B \rightarrow A + B\cdot$) et donnera naissance à une chaîne qui continuera jusqu'à ce que le radical rencontre un autre radical ou un antioxydant.

Les espèces réactives de nitrogène (ERN) sont dérivés de l'oxyde nitrique ou du monoxyde d'azote comme le radical monoxyde d'azote ($\text{NO}\cdot$), l'anion peroxy-nitrite ($\text{ONOO}\cdot$) et le radical dioxyde d'azote ($\text{NO}_2\cdot$) (Finaud *et al.*, 2006).

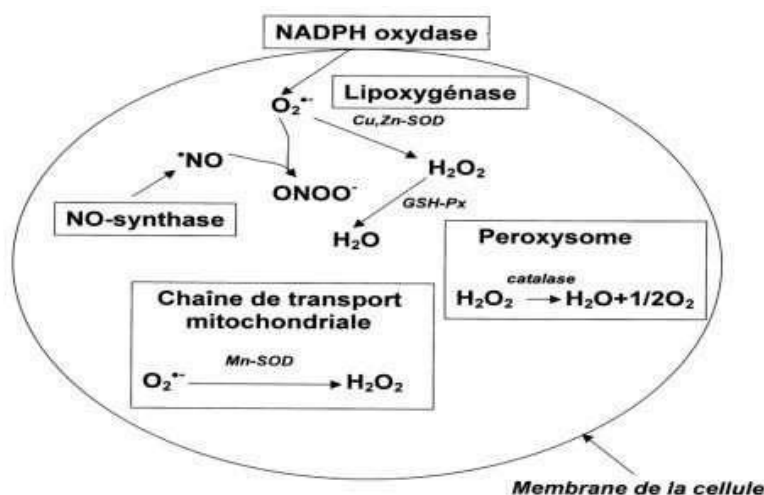
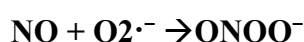


Figure 8. Sources endogènes des espèces réactives oxygénées (Bonnefont-Rousselot *et al.*, 2002).

II.2.2.2. Les espèces réactives de l'azote

Par analogie avec les espèces réactives de l'oxygène, les métabolites dérivés de l'azote sont nommés espèces réactives de l'azote; il s'agit du monoxyde d'azote ($\cdot\text{NO}$) et du peroxy-nitrite ($\text{ONOO}\cdot$). Le monoxyde d'azote est produit de manière endogène lors du métabolisme de l'arginine par les « nitric oxide synthases » (NOS) dans des conditions physiologiques et physiopathologiques. L'iso-forme inductible iNOS de l'enzyme peut être exprimée en réponse aux agents pro-inflammatoires, produisant ainsi de grandes quantités de monoxyde d'azote comparativement aux faibles quantités générées par l'iso-forme endothéliale eNOS (Rao, 2004). Le monoxyde d'azote lui-même se caractérise par une diffusivité élevée, une réactivité limitée et une demi-vie qui n'excède pas quelques secondes, il n'est donc pas particulièrement délétère pour les structures cellulaires (Blanc *et al.*, 2005). Cependant le $\cdot\text{NO}$ peut interagir rapidement avec l'anion superoxyde et produire du peroxy-nitrite beaucoup plus réactif et délétère que ses précurseurs (Murphy *et al.*, 1998).



Le peroxy-nitrite a une demi-vie plus longue et traverse facilement les membranes lipidiques. Il oxyde les lipides, composant des membranes mitochondriales, altère les canaux sodiques et favorise la perméabilité vasculaire et la formation d'œdème (Kruidenier *et al.*, 2002).

II.2.3. Définition d'un radical libre

Un radical libre est une espèce chimique libre, contenant un ou plusieurs électrons non appariés (célibataire) dans son orbitale atomique sur la couche électronique la plus externe. Cela, lui confère une grande réactivité et une demi-vie très courte, la raison pour laquelle il a tendance à capter des électrons pour remplir son orbital est de devenir plus stable.

Il va donc se réduire en oxydant et en déstabilisant d'autres composés qui deviennent à leur tour d'autres radicaux libres initiant ainsi une réaction en chaîne. Les radicaux libres renferment les espèces radicalaires de l'oxygène (Halliwell, 1996). Ils peuvent être des ERO ou des espèces réactives de l'azote (ERA) (Afonso *et al.*, 2007).

Les radicaux libres sont doués d'une forte réactivité, qui peut mener à un désordre dans les structures moléculaires, en oxydant les lipides membranaires, protéines cellulaires, les acides nucléiques, et ainsi provoquant la mort cellulaire (Marfak, 2003).

II.2.4. Origine des radicaux libres

Il existe deux sources différentes de ces radicaux libres :

II.2.4.1. Sources endogènes

Plusieurs réactions enzymatiques, sont considérées comme sources principales des ROS. Exemple : le NADPH oxydase, la lipoxygénase, et la xanthine oxydase (enzyme dans le foie).

La mitochondrie est un élément fondamental pour le fonctionnement de la cellule, dans lequel s'effectue la respiration cellulaire. La consommation de l'oxygène et les différentes réactions du transfert des électrons (énergie) produisent en performance les ROS. Les ions métalliques présents dans l'organisme ex ; le fer et le cuivre, peuvent coopérer avec des espèces moins réactives pour produire des radicaux hydroxyles (Servais, 2004).

II.2.4.2. Sources exogènes

Les ROS sont également générées sous l'effet de stress environnementaux comme la pollution, la consommation d'alcool ou de médicaments (leurs structures peuvent jouer le rôle de donneurs ou d'accepteurs d'électrons), l'exposition prolongée au soleil, l'effort intense et prolongé ainsi que le tabagisme. Toutes ces situations provoquent une surproduction des ROS dans l'organisme (Fiorocci, 2006).

II.2.5. Conséquences du stress oxydatif

Les dommages induits par les ERO et ERA sont : une peroxydation des lipides, une oxydation des protéines et des mutations au niveau de l'ADN. Ces altérations peuvent conduire à des pertes de fonctions et d'intégrité, voire à la mort cellulaire par apoptose (Hong *et al.*, 2004).

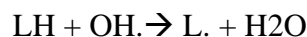
II.2.5.1. Peroxydation lipidique

Lorsque les membranes phospholipidiques des membranes cellulaires et subcellulaires sont attaquées par les radicaux libres, une chaîne de réactions peroxydantes s'installe et perturbe la fluidité membranaire. Les membranes cellulaires doivent comporter une fluidité élevée pour maintenir l'homéostasie et l'activité métabolique de l'organisme. Une chute de la fluidité membranaire est observée dans certaines pathologies métaboliques comme le diabète (Hong *et al.*, 2004).

La peroxydation lipidique se fait en trois étapes :

- l'étape d'initiation:

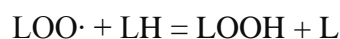
Le radical OH. Déterre un atome d'hydrogène à un groupement méthyle de la molécule lipidique permettant ainsi la formation d'un radical lipidique (L.) (Bauld et Corrvopl, 1992).



- l'étape de propagation:

Le radical lipidique réagit avec l'O₂ pour former un radical peroxyde (LOO.) L. + O₂ = LOO.

Ce radical peut ensuite réagir avec d'autres molécules lipidiques (LH) pour former un hydro-peroxyde lipidique (LOOH), un nouveau radical lipidique libre (L.) qui se forme et qui assure la propagation de la chaîne de peroxydation (Favier, 2003):



- l'étape de terminaison:

La dernière phase de la peroxydation consiste en la formation d'une molécule stable issue de l'association de deux espèces radicalaires (Pasquier, 1995) :



Cette cascade de réaction aboutit à la formation d'un produit toxique, destruction des acides gras polyinsaturés des phospholipides membranaires.

Les mécanismes de lésions cellulaires induites par la peroxydation lipidique sont multiples. Une rupture de l'architecture membranaire par introduction d'une fonction hydrophile dans les acides gras hydrophobes conduit à une cytolyse (Pasquier, 1995).

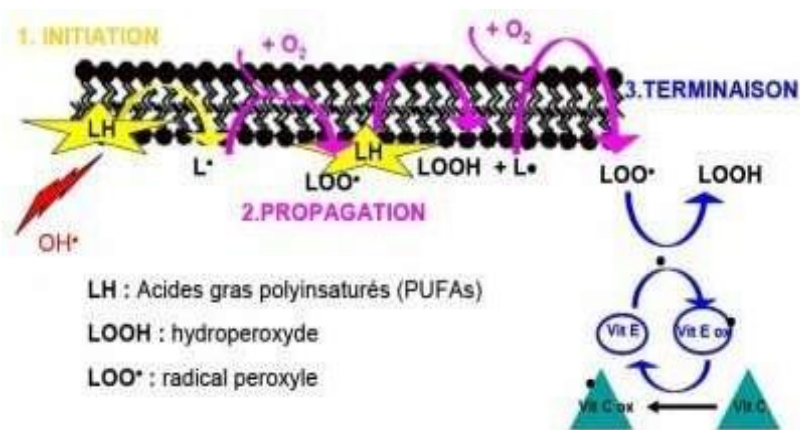


Figure 9. Peroxydation lipidique (Badouard, 2006).

II.2.5.2. Oxydation des protéines

En plus de la peroxydation lipidique, les ERO sont reconnus pour causer des modifications oxydatives au niveau des acides aminés et des protéines des milieux extra et Intracellulaires (Stadtman, 1993). Lors de ces oxydations, il se forme des composés carbonylés qui peuvent être dosés et constituent ainsi un des marqueurs les plus communs des oxydations protéiques. Ces réactions d'oxydation, fréquemment influencées par les cations Métalliques Comme le Cu^{2+} et le Fe^{2+} , peuvent être classées en deux catégories : celles qui cassent les liaisons peptidiques et modifient la chaîne protéique et celles qui induisent des modifications des peptides par l'addition de produits issus de la peroxydation lipidique comme le 4-HNE (4- Hydroxynonenal).

Ces changements sont tels qu'ils conduisent à une modification structurale des protéines dont les conséquences sont majeures (perte de la fonction catalytique, augmentation de la sensibilité aux protéases...) (Stadtman et Levine, 2000).

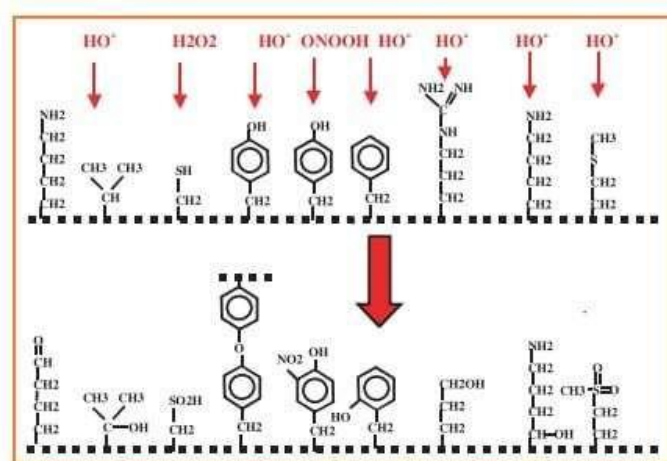


Figure 10. Nature de quelques modifications des chaînes latérales des acides aminés des protéines (Favier, 2003).

II.2.5.3. Oxydation de l'ADN

Les réactions d'oxydation de l'ADN sont ubiquitaires dans le monde vivant (Cadet *et al.*, 1999). Les catégories principales de dommages oxydants de l'ADN sont les modifications des bases puriques (Adénine, Guanine) et pyrimidiques (Cytosine, Thymine, Uracile), les cassures simples et double-brin, et l'oxydation des sites abasiques. Il a été reporté que des adduits (addition d'un produit à la molécule d'ADN) pourraient se former entre les bases aminées de l'ADN et des aldéhydes MDA (malon-dialdéhyde) ou le 4-HNE et favoriser des mutations de l'ADN (Marnett, 1999).

La réaction radicalaire directe entraîne l'oxydation des bases avec leur transformation en oxo-guanine, 8 oxo-adénine etc... La rupture de la liaison entre la base et le désoxyribose, crée un site abasique et l'attaque de sucre lui-même conduit à la coupure de la chaîne d'ADN. Le 8-hydroxy-déoxy-guanosine (8-OHdG) est utilisé comme marqueur des dommages oxydants causés à l'ADN. Les attaques radicalaires sur l'ADN se manifestent principalement par des mutations carcinogènes engendrant la synthèse de séquences protéiques incorrectes et des fonctions cellulaires détériorées (Radak *et al.*, 2003).

II.2.6. Les maladies liées au stress oxydatif

Le stress oxydant est considéré comme la principale cause initiatrice de nombreuses pathologies souvent liées au vieillissement : cancer, cataracte, sclérose latérale amyotrophique, syndrome de détresse respiratoire aigu, œdème pulmonaire... (Coisne, 2007).

Le stress oxydant est aussi un des facteurs potentialisant l'apparition de pathologies plurifactorielles telles que le diabète, la maladie d'Alzheimer, les rhumatismes et les maladies cardio-vasculaires (Drogue, 2002). Enfin dans certaines pathologies, la cause initiale ne fait pas intervenir de processus radicalaires, mais la survenue secondaire de ce stress vient aggraver le processus initial. Un exemple caractéristique de cette situation est le SIDA où le processus initial est l'infection virale, mais où le virus induit un stress oxydant en réprimant le gène de la Superoxyde dismutase et de la glutathion peroxydase facilitant la mort des lymphocytes T par apoptose (Israël et Coll, 1992)

II.2.7. Les antioxydants

Un antioxydant est toute molécule endogène ou exogène présente en faible concentration, capable de prévenir, retarder ou réduire l'ampleur de la destruction oxydante des biomolécules (Halliwell, 1994).

- **Utilité alimentaire**

Maîtriser l'oxydation est indispensable pour gérer l'évolution des systèmes biologiques dans leur complexité, en particulier dans le cas des aliments dont la dégradation peut avoir des conséquences sur la sécurité alimentaire. L'activité antioxydante est évaluée soit par le dosage des produits formés (en particulier des hydroperoxydes) par des techniques photométriques plus ou moins directes, soit par la mesure de l'efficacité du composé à piéger des radicaux libres.

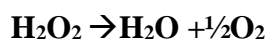
Pour limiter l'oxydation, l'industrie agroalimentaire peut baisser le taux d'oxygène (immersion, vide, atmosphère sous azote), ralentir les réactions par réfrigération ou congélation, détruire les enzymes d'oxydation (polyphénols oxydases) par blanchiment, et user d'antioxydants inhibant l'oxydation induite par l'oxygène moléculaire.

En limitant les risques de radicaux libres, la présence d'antioxydants, combinée à d'autres techniques, est indispensable à la stabilité des produits (Marc, 2004).

selon la localisation chromosomique du gène, leur contenu métallique, leur structure quaternaire et leur localisation cellulaire (Zelko *et al.*, 2002).

- **Réaction à la catalase**

Présente en particulier au niveau des hématies et les peroxysomes hépatiques, la catalase agit en synergie avec la SOD puisque son rôle est d'accélérer la dismutation du peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène moléculaire (Sorg, 2004), selon la réaction suivante:



- **Réaction à la glutathion peroxydase**

Ces deux enzymes sont localisées dans le cytosol et dans les mitochondries. La glutathion peroxydase est une séléno-enzyme (Se-GPx) qui joue un rôle très important dans la détoxification du peroxyde d'hydrogène, mais aussi d'autres hydro-péroxydes résultants de l'oxydation du cholestérol ou des acides gras en couplant la réduction de ces dérivés réactifs avec l'oxydation de substrats réducteurs comme le glutathion (GSH). La glutathion réductase (GR), quant à elle, a pour rôle de régénérer le GSH à partir du GSSG tout en utilisant le NADPH comme un cofacteur (Sorg, 2004). Au total, le mécanisme réactionnel invoqué dans cette détoxification enzymatique peut être résumé dans la figure ci-dessous :

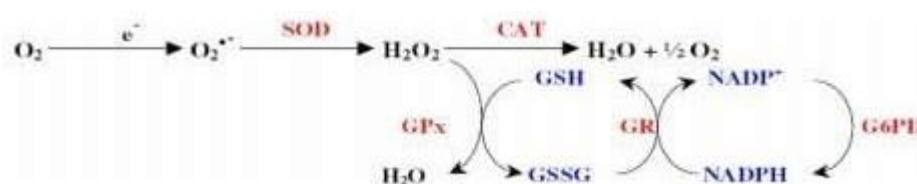


Figure 12. Mécanisme réactionnel de détoxification du glutathion peroxydase (Sorg, 2004).

II.2.8.2. Systèmes antioxydants non enzymatiques

L'action protectrice des enzymes est complétée par des molécules antioxydantes pouvant être d'origine endogène, synthétisées par l'organisme, ou exogène lorsqu'elles sont apportées par l'alimentation (Pincemail *et al.*, 2007).

- **Composés endogènes**

Ce groupe de systèmes antioxydants renferme de nombreuses substances endogènes parmi lesquelles on peut citer le glutathion, l'acide urique, la bilirubine, la mélanine, la mélatonine et l'acide lipoïque. De tous ces composés endogènes synthétisés par les cellules, le plus important est sans doute le glutathion réduit (thiol majeur au niveau intracellulaire) (Favier, 2003). La bilirubine est, quant à elle, capable de piéger les radicaux peroxydes et l'oxygène singulier, protégeant ainsi l'albumine et les acides gras liés à l'albumine des attaques radicalaires (Neuzil et Stocker, 1993). Les protéines chélatrices de métaux de transitions comme l'haptoglobine, la ferritine, l'albumine et la céruloplasmine agissent en diminuant la disponibilité d'agents pro-oxydants, comme les ions Fe^{2+}/Fe^{3+} ou Cu^{2+}/Cu^+ permettant par ce biais de prévenir la production des radicaux libres par la réaction de Fenton (Martínez, 1995).

- **Composés exogènes**

Les substances exogènes sont apportées par l'alimentation, telles que les vitamines E (tocophérol), C (acide ascorbique), Q (ubiquinone), ou les caroténoïdes qui agissent en piégeant les radicaux et en neutralisant l'électron non apparié, les transformant ainsi en molécules stables (Pincemail *et al.*, 2002). La vitamine piègeuse devient à son tour un radical qui sera détruit ou régénéré par un autre système. A titre d'exemple, la vitamine E est régénérée par la vitamine C, elle-même régénérée par les ascorbates réductases (Pincemail *et al.*, 2002). Des composés comme les alcaloïdes, les polyphénols et les phytates, apportés également par l'alimentation, jouent un rôle similaire de piègeurs de radicaux libres (Koechlin, 2006).

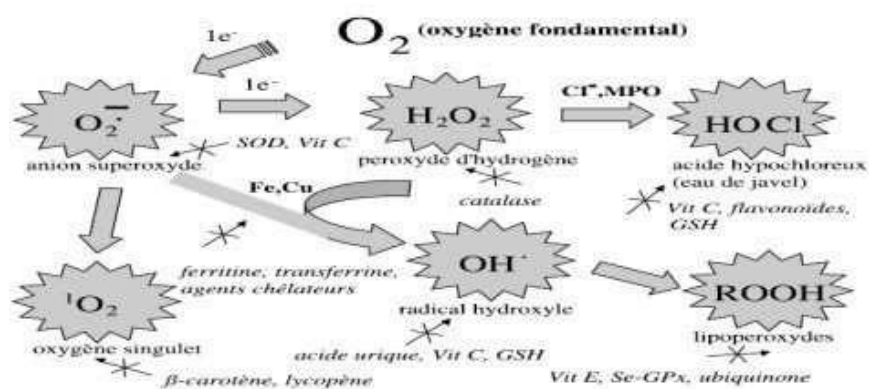


Figure 13. Régulation de la production d'espèces réactives de l'oxygène par les systèmes de défense antioxydants (Pincemail *et al.*, 2002).

II.2.9. Méthodes évaluatives de l'activité antioxydante *in vitro*

Plusieurs méthodes sont disponibles pour mesurer l'activité antioxydante des aliments et les systèmes biologiques (Scherer et Godoy, 2009). Elles peuvent être classées en deux groupes selon deux mécanismes : soit par le transfert d'atome d'hydrogène, soit par le transfert d'un simple électron (Sanchez-Moreno, 2002).

Les techniques du premier groupe sont employées pour évaluer la peroxydation lipidique en utilisant un substrat lipidique ou lipoprotéique. La quantification de cette propriété est exprimée par la mesure du degré d'inhibition de l'oxydation (Moreno et Larrauri, 1998).

Cependant, les méthodes du deuxième groupe sont celles qui interviennent dans la mesure de l'habileté du piégeage des radicaux libres. Elles comportent La réduction du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), de l'acide hypochloreux ($HOCl$), de l'hydroxyle ($\bullet OH$), des anions superoxyde ($O^{\bullet -2}$), du peroxyde ($ROO\bullet$) et de l'oxyde nitrique ($NO\bullet$) (Moreno, 2002).

Parmi ces techniques, nous citons :

- La méthode d'ORAC (Capacité d'absorbance du radical de l'oxygène) (Cao *et al.*, 1993);
- La méthode d'ABTS (2,2-azinobis-3-éthyle-benzothiazoline-6-sulphonate) ou TEAC (Capacité antioxydante équivalente de Trolox) (Miller *et al.*, 1993);
- La méthode FRAP (Capacités réductrices ferriques d'antioxydants) (Benzie et Strain, 1996);
- La méthode du radical DPPH (2,2-diphényle-1-picryl-hydrazyl) (Brand-Williams *et al.*, 1995);
- La méthode de DMPD (piégeage du radical cation N, N- diméthyle-phénylène-diamine) (Li *et al.*, 1994);
- La méthode TOSC (Capacité du piégeage des oxy-radicaux totaux) (Winston *et al.*, 1998);
- La méthode TRAP (piégeage du radical peroxyde) (Wayner *et al.*, 1985);
- La méthode photochimiluminescence (PCL) (Popov *et al.*, 1987);

III.1. Objectif de l'étude

L'espèce qui a fait l'objet de cette étude est *Cynara scolymus L.*, une plante potagère appartenant à la famille des *Asteracées*.

Elle a été récoltée durant le mois de Mars 2020, dans un endroit propre, loin de tout impact de pollution. Le site de récolte été la commune de « Ouled-Maalah », au niveau de la wilaya de Mostaganem.

L'objectif de cette étude consiste à :

- Déterminer la composition chimique globale du cœur d'artichaut, en effectuant un dosage quantitatif des polyphénols totaux, des flavonoïdes, des tanins condensés et la mise en évidence d'autres métabolites secondaires (saponines et alcaloïdes);
- En deuxième lieu, évaluer *in vitro* les activités antioxydantes des extraits obtenus en utilisant trois tests:
 - Test de réduction du fer : Ferric reducing antioxidant power(FRAP)
 - Test de piégeage du radical 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl(DPPH).
 - Et le test de Capacité antioxydante total(TAC).

III.2. Préparation du matériel végétal

III.2.1. Récolte

La récolte de l'artichaut n'a pris pour cible que les parties aériennes de la plante, à savoir, la tête, la tige et les feuilles.

Une fois la récolte terminée, la partie comestible (réceptacle) a été séparée des feuilles, des bractées externes et des tiges qui sont par la suite jetés. Le cœur d'artichaut était la partie de la plante qui a fait l'objet de cette étude.

III.2.2. Séchage

Les cœurs d'artichaut ont été triés et séchés à l'air libre devant une caléfaction dans un endroit sec et ventilé pendant trois jours.

L'étape de séchage a pour but d'abaisser la teneur en eau des cœurs, afin d'éviter toutes réactions d'altération par des microorganismes.

III.2.3. Broyage et tamisage

La matière séchée est broyée à l'aide d'un moulin à café électrique afin d'obtenir une poudre très fine dans le but de faciliter les extractions.

Après broyage, la poudre a été conservée soigneusement dans des pots en verre hermétiquement fermés, à température ambiante, à l'abri de l'air, de l'humidité et de la lumière pour garder sa valeur.



Figure 14. (A) L'artichaut récolté, (B) La poudre d'artichaut.

III.3. Composition chimique global

III.3.1. Dosage de la cellulose brute

Le dosage de la cellulose brute (CB) est déterminé par la méthode de Weende. Elle se résume en 2 hydrolyses (acide et alcaline) séparées par une filtration et un rinçage à l'eau chaude. Le résidu sec constitue la cellulose brute qui comprend la cellulose vraie (AOAC, 1975).

III.3.2. Détermination de la teneur en cendres

- **Principe**

Le principe consiste en une incinération du matériel biologique (mis dans un creuset en porcelaine) au four à moufle, à une température de 900°C. L'opération ne sera terminée que lorsque la couleur du résidu deviendra blanche-grisâtre, qui se transforme par la suite en une couleur blanche après refroidissement (Audigie et Dupont, 1982).

- **Mode opératoire**

Avant démarrage de l'opération, une pesée du creuset en porcelaine vide et un réglage de la température du four à moufle (900°C) ont été effectués.

La procédure de détermination de la teneur en cendres, consiste à mettre 2g de poudre d'artichaut dans un four à moufle à 900°C, jusqu'à ce que le contenu des creusets prenne une couleur blanc-grisâtre qui va blanchir après refroidissement dans un dessiccateur.

Par la suite, une pesée des creusets avec les cendres sera réalisée.

- **Expression des résultats**

$$\text{Taux des cendres (\%)} = (M1 - M2) / P \times 100$$

M1 : La masse (en g) de la capsule et la matière sèche avant l'incinération.

M2 : La masse (en g) de la capsule avec les cendres.

P : La masse (en g) de la prise d'essai.

III.3.3. Détermination de la teneur en protéines brutes

- **Principe**

La méthode Kjeldahl est la méthode la plus fréquemment utilisée pour la détermination de la teneur en protéines (Nelson et Sommers, 1973).

Le principe de la technique consiste à transformer l'azote organique en azote minéral (étape de minéralisation) pour donner quantitativement des sulfates d'ammonium.

L'ammoniac est ensuite déplacé de son sel par la soude, distillé par entraînement à la vapeur d'eau et recueilli dans une quantité connue d'acide chlorhydrique en excès. C'est l'étape de distillation.

La quantité d'acide chlorhydrique n'ayant pas réagi est dosée en retour par la soude. C'est l'étape de dosage.

- **Mode opératoire**

Pour doser les protéines contenues dans un échantillon par la méthode de Kjeldahl, il faut d'abord procéder à la minéralisation.

➤ Etape de minéralisation

Cette étape consiste à introduire dans une fiole :

- la quantité m de l'échantillon;
- un volume d'acide sulfurique (en général 50 ml);
- le catalyseur du sulfate de potassium et du sulfate de cuivre (soit sous la forme de cristaux, soit sous la forme de pastille) ; un anti-moussant (pratique pour la phase de distillation et refroidissement après la minéralisation).

La minéralisation se fait en général dans un minéralisateur pendant 1 h 30 min à 3 h. On fait la minéralisation sous une hotte (les vapeurs de la minéralisation sont très irritantes et toxiques dû à l'acide sulfurique) ou par une aspiration par cloche qui récupère le dégagement d'acide pour le faire passer dans de l'eau puis dans une solution de soude d'un indicateur coloré (généralement le bleu de bromothymol).

Laisser refroidir puis rajouter avec précaution de l'eau distillée. Attention à cet ajout car l'ajout d'eau dans un acide fort comme l'acide sulfurique ici peut engendrer une très forte réaction, voire l'explosion.

La fiole contient désormais les molécules d'azote sous la forme de sel d'ammonium (sauf les nitrates et les nitrites).

➤ Distillation de l'ammoniac

On place la fiole dans un distillateur. Elle est reliée à une solution d'acide borique saturée, de rouge de méthyle et de bleu de bromothymol.

Rajouter de la soude concentrée en excès tout en chauffant légèrement la fiole afin de faire virer le pH en milieu basique, ce changement de pH va transformer les sels d'ammonium en ammoniac qui va « s'évaporer ».

L'ammoniac va passer par un réfrigérant qui va entraîner son retour sous sa forme liquide puis va couler dans l'acide borique qui va l'emprisonner.

➤ Dosage de l'ammoniac

✓ Cas du dosage indirect

L'ammoniac est recueilli dans une quantité connue et en excès d'une solution d'un acide fort. La fin de l'entraînement de NH_3 est estimée, en considérant le volume de distillat recueilli ou la durée de l'opération.

Le reliquat de protons (du à l'excès d'acide fort) est dosé par une solution titrée d'une base forte. L'indicateur coloré de fin de dosage est le rouge de méthyle qui vire à la goutte près à la fin du dosage du reliquat de protons.

Ce type de dosage évite de façon élégante tout risque de pertes en ammoniac distillé (Perrin, 2011).

✓ Cas du dosage direct

L'ammoniac est recueilli dans de l'acide borique en solution à 20 à 40g/l. en général, on utilise 10ml de solution borique et on recueille le distillat sous un volume de 40 à 100 ml (Perrin, 2011).

- **Expression des résultats**

L'azote total est calculé comme suit :

$$N (\%) = (T - B) \times N \times 1,401$$

T : ml d'échantillon titré.

B : ml d'échantillon titré à blanc.

N : normalité acide

$$\text{Le\% de protéines} = \% N \times 6,25$$

III.3.4. Détermination de la teneur en matière grasse

- **Principe**

Les lipides sont solubles à chaud ou à froid dans les solvants organiques tels que l'éther de pétrole, l'hexane, l'acétone, l'éthanol, etc.

Quand le ballon est chauffé, les vapeurs du solvant passent par le tube adducteur, se condensent dans le réfrigérant et retombent dans le corps de l'extracteur, faisant ainsi macérer le solide dans le solvant. Le condensât s'accumule dans l'extracteur jusqu'à atteindre le sommet du tube-siphon, ce qui provoque le retour du liquide dans le ballon, accompagné des substances extraites. Le cycle reprend et le solvant contenu dans le ballon s'enrichit progressivement en composés solubles. Comme seul le solvant peut s'évaporer de nouveau, la matière grasse s'accumule dans le ballon jusqu'à ce que l'extraction soit complète.

- **Mode opératoire**

La matière grasse contenue dans le cœur d'artichaut est extraite à partir de 30g de poudre par l'utilisation de la méthode de Soxhlet, le solvant est l'hexane. Après la distillation le pourcentage des lipides est exprimé en poids de la matière sèche (AOAC, 1975).

- **Expression des résultats**

Le rendement d'extraction correspondant au taux de matière grasse obtenue est calculé selon la formule suivante :

$$MG (\%) = (p_1 - p_2) / p_3 \times 100$$

P₁ : Poids du ballon vide (g).

P₂ : Poids du ballon avec l'huile extraite (g).

P₃ : Poids de la prise d'essai (g).

III.3.5. Détermination des glucides totaux

L'analyse chimique pour la détermination des glucides totaux est adaptée à partir de la méthode phénol-acide sulfurique (Dubois *et al.*, 1956).

- **Principe**

En présence de l'acide sulfurique concentré, les oses sont déshydratés en composés de la famille des dérivés furfuriques. Ces produits se condensent avec le phénol pour donner des complexes jaune-orangés. L'apparition de ces complexes est suivie en mesurant l'augmentation de la densité optique à 490 nm.

- **Mode opératoire**

Mélanger un gramme (1 g) d'échantillon séché avec 1 ml de solution de phénol (5% p/v) puis ajouter 5 ml d'acide sulfurique concentré. Une fois cette opération terminée, laisser l'échantillon à température ambiante pendant 30 min avant de mesurer l'absorbance à 485 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

- **Expression des résultats**

Les résultats sont exprimés en g équivalent de glucose /100g de matière sèche (g Eq Glucose /100g MS).

III.3.6. Détermination de la teneur en eau

Pour déterminer la teneur en eau, faire une dessiccation de la matière fraîche à la température de $103 \pm 2^\circ\text{C}$ dans une étuve isotherme, ventilée à la pression atmosphérique jusqu'à un poids pratiquement constant (Audigie *et al.*, 1978).

La teneur en eau est la différence entre le poids de l'échantillon avant et après la dessiccation lorsque leur poids soit constant.

- **Expression des résultats**

$$H (\%) = (M1 - M2) / P \times 100$$

H% : Le taux d'humidité ou la teneur en eau.

M1 : La masse (en g) de la capsule avec l'échantillon et avant la déshydratation.

M2 : La masse (en g) de la capsule avec l'échantillon et après la déshydratation.

P : La masse (en g) de la prise d'essai.

III.3.7. Extraction et dosage des composés phénoliques

L'extraction des polyphénols d'artichaut est faite par macération (Romani *et al.*, 2006).

- **Principe**

Quand une matrice est en contact avec un solvant, les composants solubles dans le matériel migrent vers le solvant ; Ainsi, l'extraction est due au transfert de matière du principe actif de la matrice vers le solvant, selon un gradient de concentration (Handa, 2008).

- **Mode opératoire**

Macérer 10 à 30 g de poudre d'artichaut avec 100 ml d'une solution aqueuse de solvant (le méthanol) pendant 2 heures et demie et à température ambiante. Après filtration de la solution sur un tissu mousseline, les filtrats obtenus sont centrifugés pendant 20 min (4000 t/min) dans les mêmes conditions de température.

Après centrifugation, une deuxième filtration sur papier Wattman n°1 sera effectuée et une mise en conservation des filtrats à 4°C sera faite jusqu'à utilisation.

- **Expression des résultats**

Le rendement d'extraction est calculé par la formule:

$$R (\%) = 100 M_{\text{ext}} / M_{\text{éch.}}$$

R : le rendement en %.

M_{ext} : la masse de l'extrait après évaporation du solvant en mg.

M_{éch} : la masse sèche de l'échantillon végétal en mg.

III.3.7.1. Dosage des polyphénols totaux

- **Principe**

Le dosage des polyphénols totaux a été déterminé par spectrophotométrie, selon la méthode colorimétrique utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu (Singleton *et al.*, 1999).

Ce dernier est un acide de couleur jaune, constitué par un mélange d'acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃PMO₁₂O₄₀) qui est réduit, lors de l'oxydation des phénols en mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène.

La coloration bleue produite est proportionnelle au taux de composés phénoliques et possède une absorption maximale aux environs de 760 nm (Ribéreau-Gayon *et al.*, 1982).

- **Mode opératoire**

Faire diluer 0,5ml d'extrait de plante dans un volume de 5ml d'eau distillée. Par la suite un volume de 0,5ml de réactif de Folin-Ciocalteu est ajouté. L'ensemble est mélangé au vortex et laisser reposer pendant 3minutes.

Après cette durée, ajouter 0,5 ml de carbonate de sodium à 10 % et laisser incuber pendant 1 heure à température ambiante et à l'obscurité.

Après incubation, la densité optique est lue au spectrophotomètre à une longueur d'onde de 760 nm.

Le blanc est présenté ici par 5 ml d'eau distillée additionnée de 0,5 ml de Folin-Ciocalteu et 0,5 ml de carbonate de sodium à 10%.

- **Expression des résultats**

La quantité des polyphénols totaux est calculée à partir de l'équation établie avec l'acide gallique (0 à 160 mg/ml) et est exprimée en milligramme équivalent d'acide gallique par gramme d'extrait (mg EAG/g d'artichaut).

III.3.7.2. Dosage des flavonoïdes

- **Principe**

La quantification des flavonoïdes a été effectuée par une méthode basée sur la formation d'un complexe très stable, entre le chlorure d'aluminium et les atomes d'oxygène présent sur les carbones 4 et 5 des flavonoïdes. En effet, les flavonoïdes possèdent un groupement hydroxyle (OH) libre en position 5, susceptible de donner en présence de chlorure d'aluminium un complexe jaunâtre par chélation de l'ion Al^{+3} . La coloration jaune produite est proportionnelle à la quantité de flavonoïdes présente dans l'extrait (Ribereau-Gayon, 1968).

- **Mode opératoire**

Le protocole utilisé est basé sur celui décrit par (Zhishen et *al.*, 1999) et (Kim et *al.*, 2003).

Dans un tube à hémolyse en verre, 400µl d'extrait, ou d'étalon, ou d'eau distillée pour le témoin, on a ajouté à 120µl de $NaNO_2$ à 5 %. Après 5 minutes, 120µl d' $AlCl_3$ à 10 % on a ajouté, et le milieu est mélangé vigoureusement.

Après 6 minutes, un volume de 800µl de NaOH à 1 M a été ajouté au milieu. L'absorbance est lue immédiatement à 510 nm contre le témoin.

- **Expression des résultats**

La teneur en flavonoïdes est déterminée en se référant à une courbe d'étalonnage obtenue avec la Quercétine. Les résultats sont exprimés en mg équivalent de Quercétine (EQ) par g d'échantillon (mg EQ/g) (Rachedi *et al.*, 2018).

III.3.7.3. Dosages des tanins

Pour le dosage des tanins, nous avons adopté la méthode à la vanilline en milieu acide (HCl) décrite par (Julkunen-Titto, 1985).

- **Principe**

Cette méthode est basée sur la capacité de la vanilline à réagir avec le groupement flavonoïde terminal des tanins condensés (TCs) et la formation de complexes rouges, qui expliquent la propriété des tanins à se transformer en anthocyanidols par réaction avec la vanilline (Hagerman, 2002).

- **Mode opératoire**

Un volume de 50µl de chaque extrait a été ajouté à 1500µl de la solution vanilline/méthanol à 4 %, puis mélangé vigoureusement. Ensuite, un volume de 750µl de l'acide chlorhydrique concentré (HCl) a été additionné. Le mélange obtenu est laissé réagir à température ambiante pendant 20 min. L'absorbance est mesurée à 550 nm contre un blanc. Différentes concentrations comprises entre 0 et 1000 µg/ml préparées à partir d'une solution mère de la catéchine, permettront de tracer la courbe d'étalonnage (Rachedi *et al.*, 2018).

- **Expression des résultats**

Les résultats sont exprimés en milligramme (mg) équivalent de la catéchine par gramme de la matière végétale sèche (mg EC/g de MS).

III.3.8. Mise en évidence de la présence d'autres métabolites dans les extraits

- La détection des saponines est déterminée selon la méthode suivante :

Ajouter 1 ml d'extrait de plante à 3ml d'eau distillée. Après agitation pendant 2 min, la formation d'une mousse persistante indique la présence de saponines (Yadav et Agarwala, 2011).

- La présence d'Alcaloïdes est déterminée par un ajout de quelques gouttes du réactif de Bouchardat à 2ml d'extrait de plante. La formation d'un précipité brun-noir, brun-terne ou jaune-brun indique la présence ou l'absence de ces métabolites dans le milieu (Amana, 2007).

III.3.9. Etude *in vitro* de l'activité antioxydante

Les antioxydants peuvent réduire les radicaux primaires par deux mécanismes : par transfert d'électrons ou par transfert d'atome d'hydrogène.

La mise en évidence de l'activité antioxydant *in vitro* des extraits en composés phénoliques est déterminé par trois techniques chimiques, à savoir : la réduction du fer (FRAP), le piégeage du radical libre DPPH et la capacité antioxydante totale (TAC).

III.3.9.1 Test de réduction du fer : FRAP

- **Principe**

Cette méthode est basée sur la réaction chimique de réduction du fer ferrique (Fe^{3+}) présent dans le complexe $K_3Fe(CN)_6$ en fer ferreux (Fe^{2+}). L'absorbance du milieu réactionnel est déterminée à 700nm. Une augmentation de l'absorbance correspond à une augmentation du pouvoir réducteur des extraits testés (Hubert, 2006).

- **Mode opératoire**

1 ml de l'extrait à différentes concentrations (0,005 à 1,604 mg/ml) est mélangé avec 2,5 ml d'une solution tampon phosphate 0,2 M (pH 6,6) et 2,5 ml d'une solution de ferricyanure de potassium $K_3Fe(CN)_6$ à 1%. L'ensemble est incubé au bain-marie à 50 °C pendant 20 min. 2.5ml d'acide trichloro-acétique à 10% sont ajoutés pour stopper la réaction et les tubes sont centrifugés à 3000 rpm pendant 10min.

Un aliquote (2,5 ml) de surnageant est combinée avec 2,5 ml d'eau distillée et 0,5 ml d'une solution aqueuse de $FeCl_3$ à 0,1%.

La lecture de l'absorbance du milieu réactionnel se fait à 700 nm, en remplaçant l'extrait par de l'eau distillée qui permet de calibrer l'appareil (UV-VIS spectrophotomètre). Le contrôle positif est représenté par une solution d'un antioxydant standard ; l'acide ascorbique dont l'absorbance est mesuré dans les mêmes conditions que les échantillons (Oyaizu, 1986).

- **Expression des résultats**

Les résultats sont exprimés en mg équivalent de l'acide ascorbique/ g de lyophilisat (mg Eq AA/ g lyophilisat).

III.3.9.2. Piégeage du radical libre DPPH

- **Principe**

Le test DPPH permet de mesurer le pouvoir anti-radicalaire de molécules pures ou d'extraits végétaux dans un système modèle (solvant organique, température ambiante). Il mesure la capacité d'un antioxydant (AH, composés phénoliques généralement) à réduire le radical chimique DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl) par transfert d'un hydrogène. Le DPPH, initialement violet, se transforme en DPPH-H, jaune pâle.

La réduction du DPPH est facilement mesurée par spectrophotométrie à 515 nm.

La réaction sera plus ou moins rapide selon la nature de l'antioxydant, et la quantité de DPPH-H formée dépendra de la concentration en antioxydant.

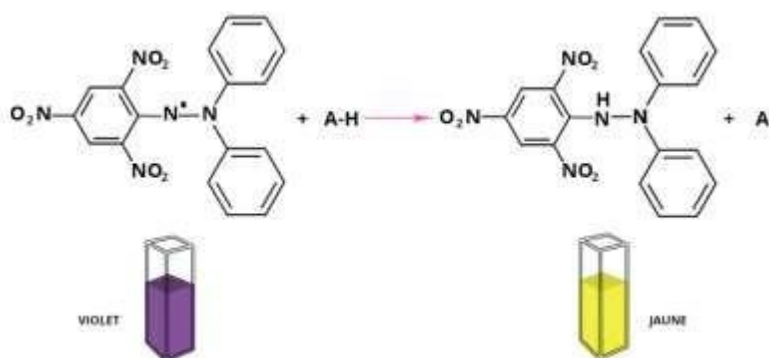


Figure 15. Réduction du radical DPPH (Popovici *et al.*, 2009)

- **Mode opératoire**

Dans un premier temps, l'extrait de la plante séchée est dilué dans du méthanol pur à différentes concentrations allant de 1 à 200 µg / ml. Ensuite, 2 ml de cette solution préparée sont ajoutés à 0,5 ml d'une solution de méthanol DPPH 0,2 mM.

Le mélange est secoué vigoureusement et laissé au repos à température ambiante pendant 30 min dans l'obscurité. L'absorbance est déterminée par la suite après mesure spectroscopique à 517 nm (Hanato *et al.*, 1988).

- **Expression des résultats**

Pour chaque dilution, l'activité de piégeage de la DPPH est calculée comme suit :

$$(A_0 - A_1) / A_0 \times 100$$

A₀ : l'absorbance du contrôle après 30 min d'incubation.

A₁ : l'absorbance de l'échantillon après 30 min d'incubation.

L'activité anti-radicalaire est finalement exprimée en CI50 (µg/ml), la concentration d'extrait nécessaire pour provoquer une inhibition de 50%.

Une valeur CI50 inférieure correspond à une activité antioxydante plus élevée de l'extrait végétal.

Tous les résultats sont comparés à la même concentration en série d'acide ascorbique comme agent antioxydant connu.

III.3.9.3. Capacité antioxydante total (TAC)

- **Principe**

L'indice TAC (de l'anglais *Total Antioxidant Capacity*) indique l'activité antioxydante globale d'un aliment ou d'une plante, c'est-à-dire sa capacité à neutraliser les radicaux libres dans l'organisme humain. Plus l'aliment a une valeur TAC élevée, plus il est antioxydant. Son unité de mesure est la micromole (µmol).

C'est une méthode qui est basée sur la réduction de molybdate en molybdène Mo₅ MoO₂⁺, en présence de l'extrait pour former un complexe vert de phosphate Mo₅ dans un milieu acide (Prieto *et al.*, 1999).

- **Mode opératoire**

1 ml d'extrait de plante sont ajoutés à 1 ml d'une solution déjà préparée (0,6 M d'acide sulfurique, 28 mM de phosphate de sodium et 4mM de molybdate d'ammonium).

Le tout sera par la suite incubé à 95⁰C pendant 90 mn ;

Après refroidissement, l'absorbance est mesurée à 517 nm.

IV.1. Résultats de la composition chimique globale du cœur d'artichaut

IV.1.1. Dosage de la cellulose brute

Abdelmadjid *et al.*, (2016) ont rapporté que le taux de cellulose du cœur d'artichaut vert (28,63%) est plus au moins élevé par rapport à son taux au niveau du cœur d'artichaut violet (26,96%).

Les valeurs trouvées par Mosaed et Al-subhi (2017) étaient de 29,61 (g/100g) en moyenne. Par contre, ceux d'El Sayed *et al.*, (2017) étaient de 7,2 (g/100g) en moyenne.

IV.1.2. Teneur en cendres

La détermination de la teneur en cendres restitue la qualité nutritionnelle de l'échantillon alimentaire en oligo-éléments tels que le calcium, le phosphore, le sodium, le potassium et le magnésium...

D'après El Sayed *et al.*, (2017), la teneur en cendres du cœur d'artichaut qui est de 1,84g/100g, s'est révélé riche en minéraux et en vitamines comme il est montré dans la tableau 5. Chaque 100g de matière végétal fournit au corps 24% des AJR. Par contre, la valeur trouvé par Mosaed et Al-subhi (2017) est de 7.48 ± 0.14 (g/100g).

Tableau 5. Valeurs nutritionnelles du cœur d'artichaut (/100g) (El Sayed *et al.*, 2017).

Composés	Réceptacle
Calcium (mg)	53,9
Fer (mg)	0,95
Magnésium (mg)	28
Phosphore (mg)	90
Zinc (µg)	0,5
Sélénium (µg)	0,25
Acide folique (µg)	68
Vitamine C (mg)	6,8
Vitamine A (µg)	24,46
Vitamine E (mg)	0,25
Vitamine K (µg)	14,8

Une autre étude faite par Jimenez-Escrig *et al.*, (2003), sur la partie comestible d'artichaut de la région de Madrid (Espagne) a donner une teneur en cendres égale à 9,31 g/100g.

Abdelmadjid *et al.*, (2016) ont également évalué la teneur en cendres du cœur d'artichaut d'Egypte et ils ont trouvé une teneur égale à 6,88 % pour le cœur d'artichaut vert et 6,93 % pour le cœur d'artichaut violet. Ces résultats n'ont montré aucune différence significative entre les deux variétés.

IV.1.3. Teneur en protéines, en lipides et en sucres totaux

Selon une étude effectuée par Mosaed et Al-subhi (2017) sur l'artichaut de la région de la Mecque (Arabie Saoudite), la teneur en protéines brutes, en matière grasse et en sucres totaux du cœur est de 17.85 ± 0.22 (g/100g), 1.56 ± 0.05 (g/100g) et 42.70 ± 0.13 (g/100g) respectivement (Figure 16).

La matière grasse est représentée par dix principaux acides gras détectés dans le cœur d'artichaut séchés : quatre acides gras saturés (AGS), deux acides gras mono insaturés (AGMI) et quatre acides gras polyinsaturés (AGPI). Les principaux composés des groupes SFA, MUFA et PUFA étaient respectivement les acides palmitique avec (2303.58 mg/100g), oléique (99.87 mg/100g) et linoléique (3462.87 mg/100g). L'acide alpha-linoléique (987.74 mg/100g) était également une proportion importante de la teneur en AGPI.

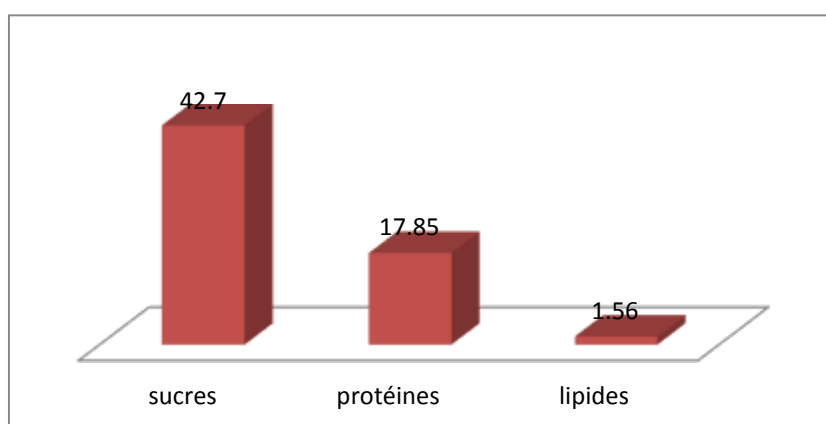


Figure 16. Teneur en sucres, en protéines et en lipides du cœur d'artichaut (%) (Mosaed et Al-subhi, 2017).

De même, Jimenez-Escrig *et al.*, (2003) qui ont travaillé sur la partie comestible d'artichaut de la région de Madrid (Espagne) ont obtenu 18,91g/100g de protéines, 1,69 g/100g de lipides et 12,41 g/100g de sucres solubles.

Abdelmadjid *et al.*, (2016) ont fait une comparaison entre l'artichaut vert et l'artichaut violet de la région d'Egypte par rapport à la teneur de ces deux variétés en ses matières

(protéines, lipides et sucres totaux). Les résultats obtenus et qui n'ont montré aucune différence significative par rapport à cette composition sont mentionnés dans le tableau 6.

Le cœur d'artichaut est un légume riche en sucre, contient une quantité importante de protéines et moins de lipides.

Tableau 6. Composition chimique des deux variétés vert et violet de cœur d'artichaut (g/100g) (Abdelmadjid *et al.*, 2016).

Composés	Cœur d'artichaut vert	Cœur d'artichaut violet
Protéines	18,25	17,74
Lipides	2,06	1,93
Sucre totaux	44,18	46,44

IV.1.4. Teneur en eau

La teneur en eau du cœur d'artichaut obtenue par El Sayed *et al.*, (2017) était de 87,06%. À partir de cette valeur on peut déterminer le taux de la matière sèche qui est estimé à 12,94% (Figure17).

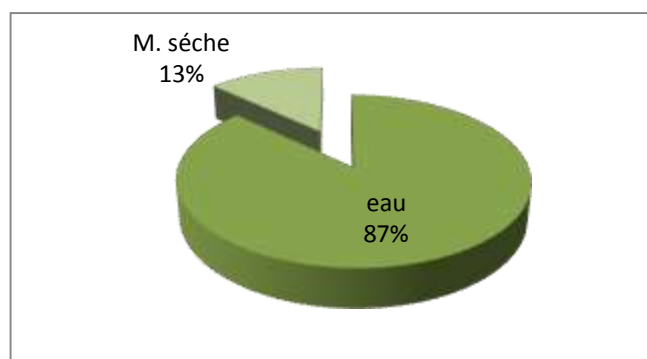


Figure 17. Teneur en eau et de la matière sèche du cœur d'artichaut (El Sayed *et al.*, 2017).

Abdelmadjid *et al.*, (2016) ont rapporté que le taux d'humidité du cœur d'artichaut violet (77,70%) est plus au moins élevés par rapport au taux d'humidité du cœur d'artichaut vert (74,54%).

IV.1.5. Extraction des polyphénols

L'extraction des polyphénols du matériel végétal a pour but de faire diffuser dans la phase liquide les composés phénoliques présents (Ryan *et al.*, 2002).

L'extraction par macération bien que généralement longue, exige des solvants organiques chers et dangereux pour la santé, mais c'est la seule méthode utilisable dans le cas de l'extraction d'un ensemble de molécules fragiles (Ben Amour, 2008).

Une étude menée par Mahmoudi *et al.*, (2013) sur l'extraction des polyphénols de l'artichaut (Nord d'Algérie) par l'utilisation de différents solvants (Figure 18) montre que l'acétone est le meilleur solvant d'extraction (20 % en moyenne) suivi par l'eau, le méthanol et l'éthanol soit des moyennes de 15%, 13% et 6% respectivement.

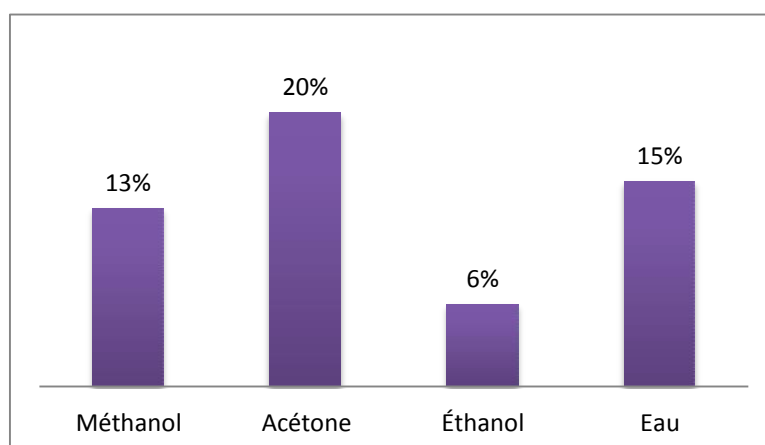


Figure 18. Taux des polyphénols extrait par différents solvants (Mahmoudi *et al.*, 2013).

Selon Escribano *et al.*, (2003), l'efficacité de l'extraction dépend de plusieurs paramètres ; entre autres, le diamètre des particules de la poudre, le volume et le type de solvants utilisés ainsi que le nombre d'extraction.

L'efficacité de l'acétone (à 20%) pour libérer et séparer les polyphénols, explique l'habileté de ce dernier pour être un bon solvant d'extraction par la différence de polarité qui existe entre lui et les composants bioactives (Mahmoudi *et al.*, 2013).

IV.1.5.1. Dosage des polyphénols totaux

Une étude effectuée par Mahmoudi *et al.* (2013) sur le cœur d'artichaut de la région de Boumerdès, a révélée une teneur en polyphénols totaux égale à $13,11 \pm 0,33$ (mg eq AG/g PS).

Les travaux d'Abdelghani (2017), réalisés sur l'artichaut d'Egypte, ont montré que ce réceptacle contient environ 46,62 ppm de polyphénols totaux.

Les études faites par Jimenez-Escrig *et al.*, (2003) sur la partie comestible d'artichaut de la région de Madrid (Espagne), ont dévoilé une teneur en polyphénols totaux estimé à 50,04 (mgGAE/g).

Mosaed et Al-subhi (2017) ont démontré aussi que la teneur en polyphénols totaux de la région de la Mecque est de 14.16 ± 0.08 mg/g. Wang *et al.*, (2003) quand à eux, ont montrés que le cœur d'artichaut contient des valeurs en polyphénols qui varient entre 1,78 et 3,10%.

Par ailleurs, El Sayed *et al.*, (2017), ont affirmé que le cœur d'artichaut d'Egypte contient une teneur en polyphénols totaux égale à 20,55 mg GAE/g, représentée par différent acides phénoliques (Tableau 7). La majeure partie était attribuée à l'acide caféique (351,71 μ g/100g), suivie par l'acide ellagique (172,25 μ g/100g), l'acide chlorogénique (66,015 μ g/100g), l'acide gallique (46,72 μ g/100g) et une petit quantité d'acide cinnamique (3,21 μ g/100g).

Tableau 7. Les différents acides phénoliques contient dans le cœur d'artichaut (μ g/100 g) (El Sayed *et al.*, 2017).

Composés	Réceptacle d'artichaut (en μ g/100g)
Acide gallique	46.72
Acide chlorogénique	66,015
Acide caféique	351.71
Acide ellagique	172.25
Acide cinnamique	3.21

L'extraction des polyphénols à partir des plantes est influencée par différents facteurs : les conditions de l'extraction (à savoir le type du solvant, le nombre d'étapes d'extraction, le temps...), la taille des particules, l'état du matériel végétal (sec ou frais) et les conditions thermiques de l'extraction (Naczka et Shahid, 2004).

Les conditions de séchage, l'état et la provenance géographique, le stade de maturité de la plante, les différentes maladies qui peuvent l'affecter, la durée de conservation ainsi que la saison de collecte (les cultivars ne peuvent pas être exclus), sont aussi des facteurs qui peuvent influencés cette extraction (Ôzcan et Chalchat, 2008).

IV.1.5.2. Dosage des flavonoïdes

Les flavonoïdes jouent un rôle important dans la protection des tissus végétaux contre les effets nocifs du rayonnement ultraviolet. Ce sont de puissants antioxydants *vis-à-vis* des radicaux libres, dus à leurs propriétés de donation d'atomes d'hydrogènes disponibles dans les substituants hydroxyles de leurs groupes phénoliques (Tournaire *et al.*, 1994).

Mahmoudi *et al.* (2013), ont conclu que le dosage des flavonoïdes contenus dans le cœur d'artichaut est de $2,82 \pm 0,73$ (mg eq de Quercétine/g PS).

Mosaed et Al-subhi (2017), ont travaillé sur le cœur d'artichaut d'Arabie Saoudite. Ils ont rapporté un taux en flavonoïdes égale à 9.85 ± 0.12 mg/g.

Mohamed Abdelghani (2017), a également évalué le dosage des flavonoïdes du cœur d'artichaut d'Egypte, et il a trouvé un résultat équivalent à 327 ppm.

La différence en teneurs des flavonoïdes observées peut être due aux conditions environnementales de chaque localité.

Les résultats indiquent que le réceptacle d'artichaut est le plus riche en flavonoïdes.

IV.1.5.3. Dosages des tanins

Le résultat du dosage des tanins indiqué par Mahmoudi *et al.*, (2013), était de $(1,74 \pm 0,34$ mg eq cat/g PS).

L'extraction des tanins condensés dépend de leur nature chimique, du solvant utilisé et des conditions opératoires (Chavan *et al.*, 2001).

A partir de ces résultats on peut conclure que les flavonoïdes sont les constituants majoritaires des polyphénols.

IV.1.6. Mise en évidence de la présence d'autres métabolites dans les extraits

L'analyse phytochimique du cœur d'artichaut d'Egypte, faite par Abdelghani (2017), à rapporter des résultats positifs concernant la présence de saponines et d'alcaloïdes dans cette partie comestible de la plante. Un résultat qui corrobore avec ceux de Handa *et al.*, (2008) qui ont montré cette contenance des extraits de plantes en ces deux éléments.

Tableau 8. Résultats de détection des saponines et alcaloïdes (Abdelghani, 2017).

	Alcaloïdes	Saponines
Cœur d'artichaut	+	+

Les données analytiques ont montré la présence de diverses classes de composés phénoliques (phénols totaux, flavonoïdes, tanins, alcaloïdes...).

IV.1.7. Résultats de l'activité antioxydante *in vitro*

De nombreuses méthodes sont utilisées pour évaluer l'activité antioxydante *in vitro*.

Ces méthodes se basent exclusivement sur la capacité réductrice, piégeage des radicaux ou chélation des ions comme étant un indicateur du potentiel antioxydant (Javanmardi *et al.*, 2003).

IV.1.7.1. Test de réduction du fer : FRAP

Une étude effectuée par Jimenez-Escrig *et al.*, (2003) sur la partie comestible d'artichaut de la région de Madrid (Espagne) a montré que l'extrait phénolique de cœur d'artichaut rapporte une valeur de réduction du fer qui varie entre 235 et 343($\mu\text{mol/g}$). Cela signifie que le cœur d'artichaut a une activité antioxydante élevée.

IV.1.7.2. Piégeage du radical libre DPPH

Le radical DPPH est généralement l'un des composés les plus utilisés pour l'évaluation rapide et directe de l'activité antioxydante, en raison de sa stabilité et la simplicité de l'analyse (Bozin *et al.*, 2008).

La capacité d'élimination des radicaux DPPH a été utilisée pour déterminer l'activité d'élimination des radicaux libres.

Les résultats de l'activité antioxydante des polyphénols du cœur d'artichaut d'Egypte obtenus par El Sayed *et al.*, (2017), indique un pourcentage (30 et 35 %) qui a un effet notable sur le radical DPPH.

Les résultats obtenus concernant l'activité antioxydante de la partie comestible d'artichaut de la région de Madrid (Espagne) par Jimenez-Escrig *et al.*, (2003) est de 28,9%. Ainsi les études effectuées par Wang *et al.*, (2003) sur plusieurs variétés d'artichauts ont montré que le cœur d'artichaut rapporte une large activité antioxydante qui varie entre 8,3 et 49,7%.

Abdelmadjid *et al.*, (2016), ont conclu que le cœur d'artichaut vert a une capacité antioxydante (67,83%) plus au moins élevée par rapport au cœur de l'artichaut violet (62,48%). Cette capacité est due à la présence d'acides chlorogéniques.

Selon Shahidi et Wanasundara (1992), cette différence d'activité antioxydante des composés naturels, dépend de la quantité de molécules spécifiques présentes dans la matrice,

et donc du facteur structural, tels que le nombre et les positions des groupements hydroxyles dans la molécule et l'activité qui peut être renforcée par l'encombrement stérique (Nakatani *et al.*, 2000).

Plusieurs facteurs influent sur le potentiel antioxydant et la cinétique de réduction, notamment les conditions de la réaction (temps, rapport Antioxydant/DPPH, type de solvants, pH) ainsi que le profil phénolique (Popovici *et al.*, 2010).

IV.1.7.3. Capacité antioxydante total (TAC)

Une étude faite par Abdelghani (2017) sur le cœur d'artichaut d'Egypte a indiqué que l'activité antioxydante des extraits phénoliques est de 916,63 ppm. Cela signifie que le cœur d'artichaut a une capacité antioxydante élevée.

Globalement, on remarque qu'une forte activité antioxydante montre une teneur élevée en composés phénoliques ce qui traduit que la consommation des cœurs d'artichauts peut être bénéfique dans la prévention du stress oxydatif relié aux plusieurs maladies (Jimenez-Escrig *et al.*, 2003).

Conclusion

En raison de la toxicité des antioxydants synthétiques, le recours à des phytonutriments doués d'activités antioxydantes s'avère très avantageux et d'actualité.

Cette étude s'inscrit dans le cadre de la détermination des caractères chimiques, le contenu ou la teneur en polyphénols, ainsi que l'estimation *in vitro* des activités antioxydantes des polyphénols extraites de la partie comestible (cœur) d'artichaut.

A partir des différentes recherches dans ce sens, les résultats obtenus ont montré que le cœur d'artichaut est moyennement riche en sucres totaux, contient une quantité plus au moins importante de protéines (mais pauvre en lipides) et contient une quantité raisonnable d'ingrédients nutritionnels qui peuvent jouer un rôle clé dans le processus métabolique et ainsi offrir plusieurs avantages pour la santé en nutrition humaine.

Le réceptacle comestible renferme des quantités importantes de composés polyphénoliques (50mg GAE/g), de flavonoïdes (9,85 mg/g) et des tanins (1,74mg/g).

A propos de l'activité antioxydante des extraits d'artichauts, évaluée *in vitro* par plusieurs tests, le test du DPPH•, affirme que ces polyphénols ont une grande capacité de piéger ce radical (DPPH•) avec des concentrations inhibitrices de 67,83%, une réduction du fer égale à (343 $\mu\text{mol/g}$) et une capacité antioxydante totale de (916,63ppm). A travers ces résultats, on a constaté qu'il existe une relation entre les composés phénoliques et le potentiel de l'artichaut en tant qu'antioxydant. Ces résultats ont révélé que les composés phénoliques sont un facteur clé de l'activité antioxydante de l'extrait du cœur d'artichaut.

Enfin, nous pouvons conclure que l'artichaut associe plusieurs avantages grâce à son niveau élevé en composés phénoliques. Il peut être consommé naturellement comme aliment fonctionnel et utilisé pour extraire et formuler des compléments alimentaires.

Comme perspectives, il est souhaitable d'approfondir ce travail en s'intéressant particulièrement aux aspects suivants :

- Caractérisation physico chimique approfondie de différentes parties de l'artichaut.
- Evaluation du potentiel antimicrobien et antifongique des extraits de l'artichaut.
- Tester in vivo de l'activité antioxydant d'extrait de cœur d'artichaut.
- Extraction d'inuline et l'utiliser dans la production des aliments allégés en matières grasse.

Références bibliographiques

- ABDELFETTAH, S., BIANCO, V.V., CALABRESE, N., DRIDI, B., GUARIA, A., NABIL, H. et PACE, B., (2010). Guide de Bonne Pratique de la Culture d'Artichaut. Conduite en Mode biologique (1.) : 1-45.
- ABDELGHANI, Z. M., (2017). Evaluation of Antibacterial Activity, Gas Chromatography Analysis and Antioxidant Efficacy of Artichoke (*Cynara scolymus L.*). J. Agric. Chem.and Biotechn (8) :265-270.
- ABDELMADJID, M. M., HUSSEIN, S. E., MOHAMED ZAKI, S. ET MOHAMED EL SAID, R., (2016). Artichoke (*Cynara scolymus L.*) Leaves and Heads Extracts as Hypoglycemic and Hypocholesterolemic in Rats. Journal of Food and Nutrition Research (4.) : 60-68.
- ABU-REIDAH, I. M., ARRAEZ-ROMAN, D., SEGURA-CARRETERO, A. et FERNANDEZ-GUTIERREZ, A., (2013). Extensive Characterisation of Bioactive Phenolic Constituents From Globe Artichoke (*Cynara scolymus L.*) by HPLC–DAD-ESI-QTOF-MS. Food Chemistry (141) : 2269–2277.
- AFONSO, V., CHAMPY, R., MITROVIC, D., COLLIN, P., (2007). Radicaux libres dérivés de l'oxygène et superoxydes dismutases: Rôle dans les maladies rhumatismales. Rev. Rhum. (74.) : 636–43.
- AOAC., (1975). Official Methods of Analysis. 12ème Edition. Association of official Analytical Chemists. AOAC Washington, D.C.
- AUDIGIE. C. ; FIGARELLA. J. ; ZONZAIN. F. (1978). Manipulation d'analyse biochimique ; ed (Doin), Paris, 247p.
- AUDIGIE, C. L., DUPONT, G., (1982). Principes des méthodes d'analyses biochimiques. Paris : (566-567).
- BADOUARD, C., (2006). Les lésions des acides nucléiques : détection par CLHP-SM/SM dans les milieux biologiques humains et intérêt comme bio-marqueurs du stress oxydant et de l'inflammation. Thèse de Doctorat. Université Joseph Fourier-Grenoble.
- BAHROUN, T., GRESSIER, B., TROTIN, F., BRUNET, C., DINE, T., LUYCKX, M., VASSEUR, J., CAZIN, M., CAZIN, J. C. et PINKAS, M., (1996).Oxygen species scavenging activity of phenolic extracts from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparations. Arzneimittel Forschung (46.) : 1086-1089.
- BARBUT, M., CHEVALIER, G., (2008). Etude sur la Culture de l'Artichaut en Algérie. Guide Pratique : Culture de l'Artichaut : 1-16.
- BEKHEET, S., SOTA, V., (2019). Biodiversity and Medicinal Uses of Globe Artichoke (*Cynara scolymus L.*) Plant. J. Biodivers. Conserv. Bioresour. Manag. (1) : 39-54.

- BEN AMOR, B., (2008). Maîtrise de l'aptitude technologique de la matière végétale dans les opérations d'extraction de principes actifs ; texturation par détente instantanée contrôlée DIC. Thèse de doctorat en Génie des Procédés Industriels. Université de la Rochelle. France.
- BENHAMMOU, N., (2011). Activité antioxydante des extraits des composés phénoliques de dix plantes médicinales de l'Ouest et du Sud-Ouest Algérien. Thèse de doctorat en science biologique. Université Aboubakr Belkaid. Tlemcen.
- BENZIE, I. F. F., ET STRAIN, J. J., (1996). The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of antioxidant power : the FRAP assay. *Analytical Biochemistry* (239.) : 70-76.
- BESSEDIK, M. ET BENIKHLEF, M. T., (2017). Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne des extraits phénoliques d'*Opuntia ficus indica* de Tunisie. Mémoire de master en biotechnologie microbienne. Université de Mouloud Mammeri. Tizi-ouzou.
- BILLING, J., ET SHERMAN, P. W., (1998). Antimicrobial Functions of Spices : Why Some it Hot. *Q .Rev .Biol.* (73.) :3-49.
- BONNEFONT-ROUSSELOT, D., PEYNET, J., BEAUDEUX, J.L., THEROUD, P., LEGRAND, A. B. ET DELATTRE, J., (2002). Stress oxydant, fonctions vasculaires et athérosclérose. *Nutrition Clinique et Métabolisme* (16.) : 260-267.
- BRAND-WILLIAMS, W., CUVELIER, M. E., ET BERSET, C., (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *Food Science and Technology* (28.) : 25–30.
- BROUILLARD, R., (1986). *Bull. Liaison groupes polyphénols* (13.) :76-94.
- BROWN, J. E., KHODR, H., HIDER, R. C., RICE-EVANS, C., (1998). Structural Dependence of Flavonoid Interactions with Cu²⁺ ions. *Biochem. J.* (330) : 1173-1178.
- BUNETON, J., (1993). *Pharmacognosy Phytochemistry Medicinal Plants ; 2^{ème} ed (Secaucus)*, paris, 219p.
- BRUNETON, J. (1999) *Pharmacognosie et Phytochimie des Plantes Médicinales ; 3^{ème} ed (Tec & Doc).* (Paris), 1120p.
- BRUNETON, J., (2009). *Pharmacognosie, Phytochimie, Plantes Médicinales ; 4^{ème} ed (Tec & doc)*, Paris, 1269p.
- CADET, J. ET COLL, (1999). Hydroxyl radicals and DNA base damage. *Mutat Res* (424.) : 9-21.
- CECCARELLI, N., CURADI, M., PICCIARELLI, P., MARTELLONI, M., SBRANA, C., GIOVANNETTI, M. (2010). Globe artichoke as a functional food. *Mediterr J Nutr Metab* (3) :197-201.

- CHARFI, D., (1995). Effet des eaux usées traitées sur les caractéristiques physico-chimiques du sol et sur la physiologie de quelques espèces végétales cultivées au périmètre d'El Hajeb (Sfax). Thèse de doctorat en écologie végétale, Faculté des Sciences de Sfax.
- CHAUDIERE, J. ET FERRARI-ILIOU, R., (1999). Intracellular antioxidants : from chemical to biochemical mechanisms. *Food and Chemical Toxicology* (37.) : 949-962.
- CHAVAN, U. D., SHAHIDI, F. ET NACZK, M., (2001). Extraction of condensed tannins from beach pea (*Lathyrus maritimus L.*) as affected by different solvents. *J. Food Chem.* (75.) :509-512.
- CHENG, S. S., J. Y. LIU, E. H. CHANG (2008). « Antifungal activity of cinnam-adehyde and eugen olcongengrs against wood –rot fungi. » *Bio resource Technology* 99 (11) :5145 - 5149.
- CHRISTAKI, E., BONOS, E., FLOROU-PANERI, P., (2012). Nutritional And Functional Properties of Cynara Crops (Globe Artichoke and Cardoon) and Their Potential Applications: A Review. *International Journal of Applied Science and Technology* (2) : 64-70.
- CHU, W. L., LIM, Y. W., RADHAKRISHNAN, A. K. ET LIM, P. E., (2010). Protective effect of aqueous extract from *Spirulina platensis* against cell death induced by free radicals. *BMC Complement Altern. Med.* (53.) : 2-8.
- COISNE, T., (2007) Contribution à l'étude des effets de l'activité physique sur le fonctionnement mitochondriale et la production de radicaux libres. Thèse de Doctorat. Spécialité science et technique. Université JOSEPH FOURIER.
- COWAN, M. M., (1999). Plant Product as antimicrobial Agents. *Clinical Microbiology reviews* (4.) :564-582.
- CROZIER, A., CLIFFORD, M .N., ASHIHARA, H., (2006). *Plant Secondary Metabolites : Occurrence, Structure And Role in the Diet* ed (Blackwell Publishing Ltd) 372p.
- CUZZOCREA, S., ZINGARELLI, B., HAKE, P., SALZMAN, A. L. ET ZABO, C., (1998). Anti-inflammatory effects of mercapto-ethyl-guanidine, a combined inhibitor of nitric oxide synthase and peroxynitrite scavenger, in carrageenan-induced models of inflammation. *Free Radic. Biol. Med.* (24.) : 450-459.
- DELABAYS, N., GIGON, V., RENAUDINEAU, G., PICCOT, L., DROZ, E., REBENAQUE, P., MONTMOLLIN, A., (2017). L'artichaut violet de Plain palais : mise en valeur d'une variété traditionnelle. *Culture maraîchères* (6) : 362–368.
- DINELLI, G., BONETTI, A., MINELLI, M., MAROTTI, I., CATIZONE, P., MAZZANTI, A., (2006). Content of flavonols in Italian bean (*Phaseolus vulgaris L.*) ecotypes. *Food Chemistry* (99) : 105-114.

- DIXON, R. A., PAIVA, N.L., (1995). Stress induced phenyl propanoid metabolism. *Plant cell.* (7.) : 1085-1097.
- DOCOSTA, Y., (2003). Les phyto-nutriments bioactifs ; ed (Yves Docosta). (Paris) 318p.
- DRIDI, B., (2003). Un Système Intégré de Micropagation de l'Artichaut (*Cynara scolymus L.*). Thèse de doctorat en Sciences Agronomiques et Biologiques Appliquées : Biotechnologie cellulaire et génétique.
- DROGE, W., (2002). Free radicals in the physiological control of cell function. *Physiol Rev* (82.) : 47-95.
- DUBOIS, M., GILLES, J. K., HAMILTON, P. A., REBERS, P. A., SMITH, F., (1956). Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Anal Chem* (28.) : 6-350.
- EBADI, M., (2001). *Pharmaco-dynamic Basic of Herbal Medicine*; ed (CRC Pres LL)699.
- EL GHARRAS, H., (2009). Polyphenols : Food sources, properties and applications – A review. *International Journal of Food Science and Technology* (12.) : 2512-2518.
- EL SAYED, A. M., HUSSEIN, R., ABDEL MOTAAL, A., MERVAT, A. F., MARGRE ET, A. A. ET EL SAYED, A., (2017). Artichoke edible parts are hepatoprotective as commercial leaf preparation. *Revista Brasileira de Farmacognosia* (429.) : 1-14.
- FAVIER, A., (2003). Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'actualité Chimique* : 108-115.
- FAVIER, A., (2003) Le stress oxydant, Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *Mécanisme biochimique* (11-12) : 109-113.
- FINAUD, J., LAC, G., FILAIRE, E., (2006). Oxidative Stress. Relationship with Exercise and Training. *Sports Med.* (4.) :327-358.
- FIORUCCI S., (2006). Activités biologiques de composés de la famille des flavonoïdes : Approches par des méthodes de chimie quantique et de dynamique moléculaire. Thèse de Doctorat en chimie. Université Nice-Sophia Antipolis.
- FLEURIET, A., MACHEIX, J.J., (2003). *Phenolics acids in fruits and vegetables*. Marcel Dekker, : 1-41.
- FRUTOS, M. J., RULZ-CANO, D., VALERO-CASES, E., ZAMORA, S. ET PEREZ-LLAMAS, F. (2019). Artichoke (*Cynara scolymus L.*). *Plant and Algae Extracts* (3) : 135-138.
- GEE, J. M.ET JOHNSON, I.T., (2001). Polyphenolics compounds : interactions with the gut and implications for human health. *Current Medicinal Chemistry* (8.) : 1-182.

- GHEDIRA, K., (2005). Les flavonoïdes : structures, propriétés biologiques, rôles prophylactiques et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie* (4.) : 162-169.
- GOETZ, P. ET LE JEUNE, R., (2007). Artichaut, *Cynara scolymus*. *Phytothérapie* (5.) : 219-222.
- GUEYE, P.M., (2007). Phénotypes majeurs de l'haptoglobine humaine et stress oxydant induit par l'hémoglobine extra-érythrocytaire sur le globule rouge. Thèse de doctorat en Sciences Pharmaceutiques. Université Louis Pasteur – Strasbourg I. France.
- GUINEBERT, E., DURAND, P. ET PROST, M., (2005). Grinand R .And Bernigault R. Mesure de la résistance aux radicaux libres. Sixièmes Journées de la Recherche Avicole : 554-558.
- HAHLBROCK, K., SCHEEL, D., LOGEMANN, E., NURNBERGER, T., PARNISKE, M., REINOLD, S., SACKS, W. R., SCHMELZER E, 1995. Oligo peptide elicitor mediated defense gene activation in cultured parsley cells. *Proc Nalt Acad Sci.* (92.) :4150-4157.
- HALLIWEL, B., (1994). Free radicals, antioxidant and human disease: curiosity, cause or consequence. *The Lancet* (8924.) : 721-724.
- HAMMOUDA, F.M., EL NASR, M.M.S., ISMAIL, S.I. ET SHAHAT, A.A., (1993). Flavonoids of *Cynara scolymus L.* cultivated in Egypt. *Plant foods for human nutrition*(2.) : 163-169.
- HANDA, S. S., (2008). An overview of extraction techniques of medicinal and aromatic plants in : extraction technologies for medicinal and aromatics plants united nations Industrial. Development Organization and the International Centre for Science and High Technology trieste Italy : 21-54.
- HANDA, S. S., KHANUJA, S. P. S., LONGO, G. ET RAKESH, D. D., (2008). Extraction techniques for medicinal and aromatic plants. *Internat. centre for sci. and high technol.* : 21-25.
- HANATO, T., KAGAWA, H., YASUHARA, T., OKUDA, T., (1988). Two new flavonoids and other constituents in licorice root: their relative astringency and radical scavenging effects. *Chem Pharm Bull* (36.) : 7-2090.
- HASAN, S. R., HOSSAIN, M. M., AKTER, R., JAMILA, M., MAZUMDER, M. E. H. ET RAHMAN, S. (2009). DPPH free radical scavenging activity of some Bangladeshi medicinal plants. *J. Med. Plants Res.* (3.) : 875–879.
- HASLAM, E. (1996). Natural polyphenols (vegetable tannis) as drugs : possible modes of action .*J .Nat Pro* .59 :205215.
- HEIM, K. E., TAGLIAFERRO, A. R., ET BOBILYA, D. J., (2002). Flavonoids antioxydants: Chemistry, metabolism and structure-activity relationships. *Journal of Nutritional Biochemistry* (13.) : 572-584.

- HENRY, J. V., (2012). *Cynara scolymus* ; ed (Privacy) 79p.
- HERNANDEZ, R., PULGAR, F., GUTIERREZ, M. A., CID DIAZ, J. M., MORENO RIOS, R. ET OCIO TRUEBA, E., (1992). Nutritive value of residues of the artichoke (*Cynara scolymus*) crop: sun-dried leaves and whole-plant silage. *Archivos de Zootecnia* (153.) : 257-264.
- HONG, J. H., KIM, M. J, PARK, M. R., KWAG, O. G., LEE, I. S., BYU, N B. H., LEE, S. C., LEE, K. B. ET RHEE, S. J., (2004). Effects of vitamin E on oxidative stress and membrane fluidity in brain of streptozotocin-induced diabetic rats. *Clin Chim Acta* (340.) : 107-115.
- HUBERT, J., (2006). Caractérisation biochimique et propriétés biologiques des micronutriments du germe de soja : Etude des voies de sa valorisation en nutrition et santé humaines. Thèse de doctorat en sciences Ecologiques, Vétérinaires, Agronomiques et Bio-ingénieries. Institut national polytechnique. Toulouse.
- ISRAEL, N. ET COLL, (1992). Redox status of cells influences constitutive or induced NF-kappa B translocation and HIV long terminal repeat activity in human T and monocytic cell lines. *J Immunol* (149.) : 3386-3393.
- JAVANMARDI, J., STUSHNOFF, C., LOKE, E. ET VIVANCO, J. M., (2003). Antioxidant activity and total phenolic content of *Iranian Ocimum* accessions. *Food Chemistry* (83.) : 547-550.
- JIMENEZ-ESCRIG, A., DRAGSTED, L. O., DANESHVAR, B., PULIDO, R. ET SAURA-CALIXTO, F., (2003). In Vitro Antioxidant Activities of Edible Artichoke (*Cynara scolymus L.*) and Effect on Biomarkers of Antioxidants in Rats. *J. Agric. Food Chem.* (51.) : 5540-5545.
- KAUFMANN, S. H. E., (1997). Host Response to intracellular pathogens ; ed (Springer ; R.G. Landes), New York, 345p.
- KCHOUK, M.E., (2000). Néoformation et transfert génétique chez l'artichaut (*Cynara scolymus L.*). Thèse de Doctorat d'Etat. Faculté des Sciences. Université de Tunis.
- KOEHLIN-RAMONATXO, C., (2006). Oxygen, oxidative stress and antioxidant supplementation, or another way for nutrition in respiratory diseases. *Nutrition Clinique et métabolique* (20.) : 165-177.
- KRUIDENIER, L., VERSPAGET, H.W., (2002). Oxidative stress as a pathogenic factor in inflammatory bowel disease - radicals or ridiculous? *Aliment Pharmacol. Ther.* (16.) : 1997-2015.
- LABROUSSE, P., (2019). Les Astéracées : description botanique, biologique et étude de plantes médicinales et toxiques. Thèse de doctorat en Pharmacie. Université de Limoges.

- LANTERI, S., SABA, E., CADINU, M., MALLICA, G. M., BAGHINO, L. ET PORTIS, E., (2004). Amplified fragment length polymorphism for genetic diversity assessment in globe artichoke. *Theor. Appl. Genet.* (108.) :1534-1544.
- LASSECHER, M., (2003). *Plantes thérapeutiques : tradition, pratique officinale, science et thérapeutique* ; ed (Tec & Doc).France.
- LATTANZIO, V., KROUN, P. A., LINSALATA, V. et CARDINALI, A., (2009). Globe artichoke: A functional food and source of nutraceutical ingredients. *Journal of Functional Foods* (1.) : 131-144.
- LEGRAND, B., (1977). Action de la lumière sur les peroxydases et sur la teneur en composés phénoliques des tissus de feuilles de cichurium in tibus L Cultivé *in vitro*.
- MACHEIX, J. J., FLEURIET, A., ET JAY-ALLEMANDE, C. H. (2005). Les composés phénoliques des végétaux. Presses Polytechniques et Universitaires .Romandes :101-121.
- MACHEIX, J. J., FLEURIET, A., MANCHADO, S., (2005). Les composés phénoliques dans la plante: structure, biosynthèse, répartition et rôles. In: les polyphénols en agroalimentaire ; ed (Cheynier V., Sarni Manchado P) : 510p.
- MAHMOUDI, S., KHALI, M. ET MAHMOUDI, N., (2013). Etude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (*Cynara scolymus* L.). *Nature & Technologie* (09.) : 35-40.
- MARC, F., DAVIN, A., DELGENE-BRENBRAHIM, L., FERRAND, C., BACCAUNAUD, M., FRITSCH, P., (2004). Méthodes d'évaluation du potentiel d'antioxydant dans les aliments. *Médecine/sciences* (20.) : 458-463.
- MARFAK, A., (2003). Radiolyse gamma des flavonoïdes : Etude de leur réactivité avec les radicaux issus des alcools : formation de Depsides. Thèse doctoral en pharmacie. Université de limoges. Limoges.
- MARNETT, L. J., (1999). Chemistry and biology of DNA damage by malondialdehyde. *IARC SciPubl* (150.) : 17-27.
- MARQUES, P. A. H., (2016). Chemical Characterization of *Cynara cardunculus* var. *Scolymus* and Its Application in Topical Formulations. Master en biochimie. Université de Lisboa.
- MARTÍNEZ-CAYUELA, M., (1995). Oxygen free radicals and human disease. *Biochimie* (77.) : 147-161.
- MASELLA, R., DI BENEDETTO, R., VARI, R., FILESI, C. ET GIOVANNINI. C., (2005). Novel mechanisms of natural antioxidant compound in biological systems: involvement of glutathione and glutathione-related enzymes. *Journal of Nutritional Biochemistry* (16.) : 577-586.

- MAURO, R. P., PORTIS, E., ACQUADRO, A., LOMBARDO, S., MAUROMICALE, G. ET LANTERI. S., (2009). Genetic diversity of globe artichoke landraces from Sicilian small-holdings: Implications for evolution and domestication of the species. *Conserv. Gene.* (10.) : 431-440.
- MIDDLETON, E., KANDASWAMI, C., THEOHARIDES, T. C., (2000). The effects of plant flavonoids on mammalian cells: Implications for inflammation, Heart Disease, and Cancer. *Pharmacological Reviews* (4.) : 673-751.
- MIRAJ, S. ET KIANI, S., (2016). Study of therapeutic effects of *Cynara scolymus L.*: A review. *Der Pharmacia Lettre* (9.) : 168-173.
- MOSAED, F. ET AL-SUBHI, M., (2017). Artichoke as a tool to natural antioxidants for lowering diabetics and hypolipidemia parameters. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences* (11.) : 46-54.
- MURPHY, M. P., PACKER, M. A. ET SCARLETT, J. L., (1998). Peroxynitrite: a biologically significant oxidant. *Gen. Pharmacol.* (31.) : 179-186.
- NACZK, M. ET SHAHID, F., (2004). Extraction and analysis of phenolics in foods. *Journal of chromatography* (1054.) : 95-111.
- NAKATANI, M., TAKAO, H., MIURA, I., ET HASE, T., (2000). Azedarachol, a steroid ester antifeedant from *Melia azedarach* var. *japonica*. *Phytochemistry* (24.) : 1945–8.
- NELSON, D. W., SOMMERS, L. E., (1973). Determination of total nitrogen in plant material. *Agron J.* (65.) : 109-112.
- NEUZIL, J. ET STOCKER, R., (1993). Bilirubin attenuates radical-mediated damage to serum albumin. *FEBS Letters* (331.) : 281-284.
- O 'KENNEDY, R., ET THORNES, R. D., (1997). *Coumarins : Biology, Applications And Mode of Action* ; ed (John Wiley & Sons Inc). New York.
- OYAIZU, M., (1986). Studies on products of browning reaction prepared from glucose amine. *Japanese Journal of Nutrition* (44.) : 307-315.
- ÔZCAN, M. ET CHALCHAT, M., (2008). Chemical composition and antifungal activity of rosemary (*Rosmarinus officinalis L.*) oil from Turkey. *Inter. J. of Food Sci. and Nutr.* (59.) : 691-698.
- PAGANGA, G., MILLER, N., RICE –EVANS, C., (1999). The polyphenolic content of fruit and vegetables and their antioxidant activities. *Free Radic Res* (30.) : 62-153.
- PRIETO, P., PINEDA, M. ET AGUILAR, M., (1999). Spectrophotometric quantitation of antioxidant capacity through the formation of a phosphomolybdenum complex : specific application to the determination of vitamin E. *Analytical Biochemistry* (269.) : 337-341.

- PASQUIER, C., (1995). Stress oxydatif et inflammation. *Revue française des laboratoires* (276.) : 87-92.
- PIETTA, P.G., (2000). Flavonoids as antioxydants. *Journal of Natural Products* (63.) : 1035-1042.
- PINCEMAIL, J., BONJEAN, K., CAYEUX, K. ET DEFRAIGNE, J. O., (2002). Mecanismes physiologiques de la défense antioxydante - physiological action of antioxydant defences. *Nutrition clinique et métabolisme* (16.) : 233-239.
- PLAGES, J. N., (2014). Artichaut et Cardon Quels sont ces chardons que l'on mange ? *Histoire des plantes* (629.) : 42-45.
- POPOVICI, C., SAYKOVA, I., TYLKOWSKI, B., (2009). Évaluation de l'activité antioxydant des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH. *Revue de génie industriel* (4.) : 25 –39.
- POPOVICI, C., SAYKOVA, I. ET TYLKOWSKI, B., (2010). Evaluation de l'activité antioxydant des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH, e-*Revue de génie industriel* (4.) : 1313-8871.
- POPOV, I., LEWIN G. ET BAEHR, R., (1987). Photo-chemi-luminescent detection of antiradical activity. I. Assay of superoxide dismutase. *Biomedica Biochimica Acta* (46.) : 775–779.
- RADAK, Z., APOR, P., PUCSOK, J., BERKES, I., OGOVOSZKY, H., PAVLIK, G., NAKAMOTO, H., GOTO, S., (2003). Marathon running alters the DNA base excision repair in human skeletal muscle. *Life Sci.* (72.):1627–1633.
- RHODES, M. J. C., WOOLTORTON, L. S. C., HILL, A. C., (1981). Changes in phenolic metabolism in fruit and vegetable tissues under stress. *Academic Press* : 193-220.
- RIBEREAU-GAYON, J., EMILE, P., PIERRE, S. ET SUDRAND, P., (1982). *Analyse et control des Vins* ; ed (Dunod) :519p.
- RIBEREAU-GAYON, P., (1968). *Notion générale sur les composés phénoliques.in : les composés phénoliques des végétaux* ; ed (Dunod) 1-40p.
- ROMANI, A., PINELLI, P., CANTINI, C., CIMATO, A. ET HEIMLER, D., (2006). Characterization of Violetto di Toscana, a typical Italian variety of artichoke (*Cynara scolymus* L.). *J. Food Chem.* (95.) : 221-225.
- ROZIER, F., (2019). Artichaut. *Cours d'agriculture*13-25.
- RYAN, D., ANTHOLOVICH, M., PRENZLER, P. D., ROBARD, K., ET LAVEE, S., (2002). Biotransformation of phenolic compound in *Olea europia* L. *Scientia Horticulturae* (92.) : 147-176.

- SALATA, A., GRUSZECKI, R. ET DYDUCH, J., (2013). The effect of gibberellic acid GA3 on morphological features of artichoke (*Cynara scolymus L.*). *Modern Phytomorphology* (4.) : 87-90.
- SANCHEZ-MORENO, C., (2002). Review: Methods used to evaluate the free radical scavenging activity in food and biological systems. *Food Sciences and Technology International* (3.) : 121-137.
- SCALBERT, A. (1991) .Antimicrobial properties of tannins. *Phytochemistry*, 30 : 3875-3883.
- SCHERER, R., ET GODOY, H. T., (2009). Antioxidant activity index (AAI) by the 2, 2-diphenyl-1-picrylhydrazyl method. *Food Chemistry* (112.) : 654–658.
- SEKARA, A., KALISZ, A., GRUSZECKI, R., GRABOWSKA, A. ETKUNICKI, E., (2015). Globe artichoke a vegetable, herb and ornamental of value in central Europe: A review. *Journal of Horticultural Science & Biotechnology* (4.) : 365-374.
- SINGLETON, V. L., ORTORFER, R., LAMNELA, R. M., (1999). Analyse of total phenols and other oxidation substrate and antioxydants by mean of Folin Ciocalteu reagent. *Academic press* (5.) : 152-178.
- SORG, O., (2004). Oxidative stress: a theoretical model or a biological reality. *Comptes Rendus Biologies* (327.) : 649-662.
- SOOBRAATTEE, M. A., NEERGHEEN, V. S., LUXIMON-RAMMA, A., ARUOMA, O. I. ET BAHORN, T., (2005). Phenolics as potentials antioxidant therapeutic agent: Mechanism and action. *Mutation Research* (579.) : 200-213.
- STADTMAN, E. R., (1993). Oxidation of free amino acids and amino acid residues in proteins by radiolysis and by metal-catalyzed reactions. *Annu Rev Biochem* (62.) : 797-821.
- STADTMAN, E. R., ET LEVINE R. L., (2000), Protein oxidation. *Ann N Y Acad Sci* (899.) : 191-208.
- STALIKAS C. D., (2007) Extraction, separation and detection methods for Phenolic acids and flavonoids. *J. Sep. Sci.* (30.) : 3268-3295.
- TOURNAIRE, C., HOCQUAUX, M., BECK, I., OLIVEROS, E. ET MAURETTE, M-TH., (1994). Activité antioxydante de flavonoïdes réactivité avec le superoxyde de potassium en phase hétérogène. *Tetrahedron* (50.) : 9303-9314.
- VALKO, M., RHODES., C. J., MONCOL, J., IZAKOVIC, M. ET MAZUR, M., (2006). Free radicals, metals and antioxidants in oxidative stress-induced cancer. *Chemico-biological interactions* (160.) : 1-40.
- WALKER, J. E. M., SARASTE, M. J., RUNSWICK, ET GAY., N. J., (1982). Distantly related sequences in the alpha-and beta-subunits of ATP synthase, myosin, kinases and

other ATP-requiring enzymes and a common nucleotide binding fold. Journal of the European Molecular Biology Organization (8.) : 945-51.

- WANG, M., SIMON, J. E., AVILES, I. F., ZHENG, K. HE. Q. ET TADMOR, Y., (2003). Analysis of Antioxidative Phenolic Compounds in Artichoke (*Cynara scolymus L.*). Agricultural and food chemistry (51.) : 601-608.
- WAYNER, D. D. M., BURTON, G. W., INGOLD, K. U. ET LOCKE, S., (1985). Quantitative measurement of the total peroxy radical-trapping antioxidant capacity of human blood plasma by controlled peroxidation. FEBS Letters (187.) : 33-37.
- WINSTON, G. W., REGOLI, F., DUGAS, A. J., FONG, J. H. ET BLANCHARD, K. A., (1998). A rapid gas chromatographic assay for determining oxyradical scavenging capacity of antioxidants and biological fluids. Free Radical Biology and Medicine (24.) :480–493.
- XIA, E. Q., DENG, G. F., GUO, Y. J. ET LI, H. B., (2011). Biological activities of polyphenols From Grapes. International Journal of Molecular Sciences (2.) : 622-646.
- YADAV, R. N. S. ET AGARWALA, M., (2011) Phytochemical analysis of some Medicinal Plants. J. Phytology (12.) : 10-14.
- YUSUF, Y., (2006) .Trends Food Sci. Tech (17.) : 64-75.

Introduction

Chapitre I

Présentation de l'artichaut

Cyanara scolymus L.

Partie bibliographique

Chapitre II

**Les polyphénols, le stress oxydatif
et le système antioxydant**

Partie expérimentale

Chapitre III

Matériel et méthodes

Chapitre IV

Résultats et discussion

Conclusion

Références Bibliographiques