



REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITE ABOU BEKR BELKAID – TLEMCEM

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences
de la Terre et de l'Univers

Département de Biologie

Laboratoire des Produits Naturels (LAPRONA)

MEMOIRE

*En vue de l'obtention du diplôme de Master en
Biologie*

Spécialité : Nutrition et Diététique

Thème

**Contribution à l'évaluation de l'activité antioxydante des
extraits de *Cynara scolymus* L. (Artichaut)**

Présenté par :

M BENHAMED Oussama Mohammed

M MERINI Ahmed Anes

Soutenu le : 02 / 07 / 2019 devant le jury composé de :

Mme BENDIMERAD Nassima	Professeur à l'université de Tlemcen	Président
Mme BENAMAR Hanane	M.C.B à l'université de Tlemcen	Examineur
Mme SELADJI Meryem	M.C.B à l'université d'Oran 1	Encadreur

Année Universitaire : 2018-2019

Remerciements

Nous tenons tout d'abord à remercier **DIEU** Le Tout Puissant de nous avoir donné le courage, la patience et la force pour réaliser ce modeste travail.

Nous adressons en tout premier lieu nos profonds remerciements et nos sincères gratitudes envers notre encadreur **Mme SELADJI Meryem**, Maître de conférences classe B au Département de Biologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Ahmed Ben Bella-Oran 1 de nous avoir fait l'honneur de nous encadrer et proposé ce sujet. Nous la remercions pour sa disponibilité, sa gentillesse et son soutien qu'elle nous a accordé afin de réaliser ce travail dans de bonnes conditions.

Nous tenons à remercier **Mme BENDIMERAD Nassima**, Professeur au Département de Biologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers, Université de Tlemcen de nous avoir fait l'honneur de présider ce travail.

Nous remercions également **Mme BENAMAR Hanane**, Maître de conférences classe B au Département de Biologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers, Université de Tlemcen d'avoir accepté d'examiner ce travail.

Nos exprimons nos sincères reconnaissances à **Mme ATIK-BEKKARA Fawzia**, Professeur au département de Biologie, Université Abou Bekr BELKAID-Tlemcen, et directrice du laboratoire des produits naturels LAPRONA pour nous avoir accueillis au sein de son laboratoire, nous permettant ainsi d'effectuer ce travail.

Nos sentiments de reconnaissance et remerciements vont également à **Mme BELYAGOUBI Nabila**, Maître de conférences classe A au Département de Biologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers, Université de Tlemcen et chef de l'équipe « Composition chimique et activité biologique des extraits de plantes », pour son aide et ses précieux conseils, durant notre passage au laboratoire.

Nous remercions **Mme SOUALEM Zoubida**, Maître de conférences classe B au Département de Biologie, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des

Sciences de la Terre et de l'Univers, Université de Tlemcen pour tout ce qu'elle nous a apporté tout au long de notre cursus universitaire et pour sa présence honorable.

Un grand merci aussi à l'ensemble des membres du Laboratoire des Produits Naturels, pour leurs conseils et gentillesse, Professeurs, Techniciens, Doctorants, et spécialement à **Mme BENMAHIEDDINE Assia** et **Mlle BENMENNI Dounia** pour leur précieuse aide au quotidien tout au long de la réalisation de notre travail.

Enfin, Nous exprimons nos sincères remerciements à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la finalisation de ce travail.

Je dédie ce travail à mes chers parents, pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études, pour m'avoir poussé à aller loin.

À mon cher frère pour son appui et ses encouragements.

À mon cher ami et binôme de longue date qui a toujours été là pour moi et avec qui j'ai pu réaliser ce travail.

À toute ma famille pour son soutien tout au long de mon parcours universitaire.

À tous les professeurs et enseignants qui m'ont aidé durant ma formation, qui ont contribué à l'obtention de ma bourse

Que ce travail soit l'accomplissement de vos vœux tant allégués, et le fruit de votre soutien infailible.

Merci d'être toujours là pour moi.

BENHAMED Oussama Mohammed

Avec l'aide de Dieu Le Tout Puissant, qui m'a tracé le chemin de ma vie et m'a donné la force, j'ai pu finir et réaliser ce modeste travail

Que je dédie :

A mes chers parents

Pour leur soutien, leurs sacrifices, leur amour, leurs encouragements et leurs prières qui m'ont accompagné tout au long de ma vie dans toutes les épreuves que j'ai dû passer, je ne pourrai jamais assez vous remercier, mille mercis je vous aime.

A mon cher frère Abdeldjalil et mes sœurs Besma et Rajaà pour l'aide qu'ils m'ont apporté et leurs encouragements.

A mon cher ami et binôme avec qui j'ai tout partagé, qui a été toujours là pour moi, et avec qui j'ai pu réaliser ce travail.

A tout le reste de ma famille : oncles, tantes, cousins merci pour vos encouragements.

A tous les enseignants et enseignantes qui ont contribué à ma formation,
Ainsi qu'à tous mes amis de la promotion Nutrition et Diététique 2018/2019.

Merci pour tout, et merci d'être toujours là pour moi.

MERINI Ahmed Anes

Résumé

De par sa composition, *Cynara scolymus* L. (Artichaut) est une plante d'intérêt nutritionnel et médicinal décrite pour sa richesse en métabolites secondaires (tanins, flavonoïdes...).

Dans le cadre de la découverte de nouvelles molécules bioactives à partir de sources naturelles, notre travail a porté sur l'étude des métabolites secondaires (phénols totaux, flavonoïdes et tanins) et sur l'évaluation de l'activité antioxydante des différents extraits de l'espèce *Cynara scolymus* appartenant à la famille des Astéracées.

La première partie de notre étude a pour but l'extraction et le dosage des phénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés par le réactif de Folin-ciocalteu, par le trichlorure d'aluminium et par le test de vanilline respectivement. La deuxième partie est l'étude de l'activité antioxydante des extraits de *Cynara scolymus* qui est déterminée *in vitro* en utilisant trois tests d'évaluation : l'activité antioxydante totale CAT, le piégeage du radical DPPH, et la réduction de fer.

Les résultats obtenus ont montré que les teneurs en polyphénols totaux exprimés en milligramme équivalent acide gallique par gramme de matière sèche sont comprises entre 2,83 et 23,84mg EAG/g MS. Les teneurs en flavonoïdes et en tanins sont exprimées en milligramme équivalent catéchine par gramme de matière sèche.

L'évaluation *in vitro* du pouvoir antioxydant par trois méthodes différentes a révélé que tous les extraits de l'espèce végétale étudiée présentent des propriétés antioxydantes à différents niveaux. Comparés aux autres extraits, l'extrait méthanolique du cœur, la fraction acétate d'éthyle du cœur et l'extrait des tanins du cœur ont montré une bonne capacité à piéger le radical libre DPPH° (Valeurs des IC_{50} = 1,4mg/ml ; 2,07mg/ml et 3,00mg/ml respectivement. Par ailleurs la fraction acétate d'éthyle du cœur a enregistré un fort pouvoir réducteur de fer (EC_{50} = 0,30mg/ml).

Mots clés : *Cynara scolymus* ; composés phénoliques ; flavonoïdes ; tanins ; activités antioxydantes ; CAT ; DPPH ; FRAP.

Abstract

Thanks to its composition and being a plant of nutritional and medicinal interest, *Cynara scolymus* L. (Artichoke) is known for its richness in secondary metabolites (tannins, flavonoids, etc.).

In order to discover new active molecules from natural resources, the present work aims to study secondary metabolites (total phenols, flavonoids and tannins) and to evaluate antioxidant activity of various extracts of the *Cynara scolymus* species belonging to the Asteraceae family.

As a matter of fact, the first part of our work aims to extract and measure the total phenols, flavonoids and condensed tannins by the Folin-ciocalteu reagent, aluminum trichloride and the vanillin assay, respectively. The second part is related to the study of the antioxidant activity of extracts of *Cynara scolymus* which is determined *in vitro* using three evaluation tests: Total antioxidant capacity (TAC), DPPH assay and Ferric reducing antioxidant power (FRAP).

The obtained results revealed that total polyphenol contents expressed in milligram equivalent gallic acid per gram of dry matter were between 2.83 and 23.84 mg EAG / g DM. The flavonoid and tannin contents were expressed in milligram equivalent catechin per gram of dry matter.

In vitro evaluation of the antioxidant power by three different methods, for its part, revealed that all extracts of the plant species studied had antioxidant properties at different levels. Compared to the other extracts, the methanolic extract of the heart, the ethyl acetate fraction of the heart and tannins extract of the heart showed a good ability to trap the free radical DPPH° (values of IC₅₀ = 1.4mg / ml, 2.07mg / ml and 3.00mg / ml respectively. In addition, the ethyl acetate fraction of the heart recorded a high iron reducing power (EC₅₀ = 0.30mg / ml).

Keywords : *Cynarascolymus*; phenolic compounds; flavonoids; tannins ; antioxidantactivities ; TAC ; DPPH ; FRAP.

ملخص

يعتبر *Cynara scolymus* (L.) (أرضي شوكة) ، بتكوينه ، نباتًا ذا أهمية غذائية وطبية موصوفًا لثروته في المستقبلات الثانوية (العفص والفلافونيدات ...).

في سياق اكتشاف جزيئات نشطة حيويًا جديدة من المصادر الطبيعية ، ركز عملنا على دراسة المستقبلات الثانوية (مجموع الفينولات والفلافونيدات والعفص) وعلى تقييم نشاط مضادات الأكسدة في مختلف مقتطفات من الأنواع *Cynara scolymus* الذين ينتمون إلى عائلة Asteraceae.

يهدف الجزء الأول من دراستنا إلى استخراج وكشف مجموع الفينولات والفلافونيدات والعفص المتكثفة بواسطة كاشف Folin-ciocalteu ، وثلاثي كلوريد الألومنيوم واختبار الفانيلين على التوالي. الجزء الثاني هو دراسة نشاط مضادات الأكسدة في مقتطفات من *Cynara scolymus* والذي تم تحديده في المختبر باستخدام ثلاثة اختبارات تقييمية: القدرة المضادة للأكسدة الكلية CAT ، ومحاصرة DPPH الجذري ، و اختزال الحديد FRAP.

أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها أن إجمالي محتويات البوليفينول المعبر عنها بحمض الجاليك المكافئ في المليغرام لكل جرام من المادة الجافة تتراوح بين 2.83 و 23.84 مغ / GAE / غ MS. يتم التعبير عن محتويات الفلافونويد والانتانين في الكاتشين المعادل للمليغرام لكل جرام من المادة الجافة.

وكشف التقييم في المختبر من قوة مضادات الأكسدة من خلال ثلاث طرق مختلفة أن جميع مقتطفات من الأنواع النباتية التي تمت دراستها لها خصائص مضادة للأكسدة على مستويات مختلفة. مقارنةً بالمقتطفات الأخرى ، أظهر المستخلص الميثانولي للقلب ، وجزء خلاص الإيثيل في القلب ومستخلص العفص القلبي قدرة جيدة على فح الجذور الحرة DPPH ° (قيم $IC_{50} = 1.4$ مغ / مل و 2.07 مغ / مل و 3.00 مغ / مل على التوالي). بالإضافة إلى ذلك ، سجل جزء خلاص الإيثيل في القلب قدرة عالية على الحد من الحديد ($EC_{50} = 0.30$ مغ / مل).

الكلمات المفتاحية: *Cynara scolymus*؛ مركبات الفينول. مركبات الفلافونويد. العفص. الأنشطة المضادة للأكسدة. القدرة المضادة للأكسدة الكلية. اختزال الحديد.

Table des matières

Remerciements	i
Résumés	v
Table des matières	viii
Liste des abréviations	xii
Liste des figures	xiii
Liste des tableaux	xv
Introduction générale	1
1^{ère} partie : Synthèse bibliographique	4
Chapitre I. La nutrition	5
1. Définition de la nutrition	5
2. Les plantes	5
2.1. Le pouvoir nutritionnel des plantes	5
3. La plante sélectionnée	6
3.1. Présentation et description de la plante étudiée : <i>Cynara scolymus</i> (L.)	6
3.2. Description botanique de la plante	6
3.3. Pièces comestibles et utilisations	7
3.4. Propriétés de la plante	8
4. Travaux antérieurs	8
Chapitre II. Les métabolites secondaires	9
1. Définition et fonctions des métabolites secondaires	9
2. Classification des métabolites secondaires	9
2.1. Composés phénoliques	11
2.1.1. Classifications des composés phénoliques	11
2.1.2. Acides phénoliques	12
2.1.3. Les flavonoïdes	13
2.1.4. Les tanins	16
a. Les tanins hydrolysables	16
b. Les tanins condensés	17
2.1.5. Les coumarines	17
2.1.6. Les phénylpropanoïdes	18
2.1.7. Quinones	19
2.2. Les terpénoïdes	20

2.3. Les composés azotés (Alcaloïdes, dérivés des acides aminés)	20
Chapitre III. L'oxydant et l'antioxydant	22
1. Généralités	22
2. Le stress oxydant	22
2.1. Les conséquences du stress oxydant	23
2.1.1. Dommage d'ADN	24
2.1.2. Oxydation des protéines	24
2.1.3. Oxydation des glucides	24
2.1.4. Peroxydation lipidique	25
3. Les antioxydants	26
3.1. Sources d'antioxydants	27
3.1.1. Enzymatiques	27
a. La catalase	27
b. La glutathion peroxydase	27
c. La superoxyde dismutase	27
3.1.2. Non enzymatiques	28
3.1.3. Autres antioxydants	29
a. Les vitamines	29
b. Les polyphénols	30
2^{ème} partie : Matériel et méthodes	31
1. Origine et préparation des échantillons	32
1.1. Origine du matériel végétal	32
1.2. Préparation des échantillons	32
1.3. Préparation des extraits bruts secs	32
1.3.1. Préparation des extraits aqueux	32
1.3.2. Préparation des extraits méthanoliques	32
1.3.3. Calcul du rendement	33
2. Dosage des composés phénoliques	33
2.1. Dosage des polyphénols totaux	33
2.2. Dosage des flavonoïdes	34
2.3. Dosage des tanins condensés	35
3. Extraction des flavonoïdes et des tanins	35
3.1. Extraction des fractions acétate d'éthyle et n-butanol des flavonoïdes	35

3.2. Extraction des tanins	35
3.2.1. Protocole d'extraction	35
4. Évaluation du pouvoir antioxydant des différents extraits de la plante	36
4.1. Activité antioxydante totale (TAC)	36
4.2. Méthode de piégeage du radical libre DPPH	37
4.2.1. Expression des résultats	37
4.2.1.1. Calcul des pourcentages d'inhibition	37
4.2.1.2. Calcul des concentrations inhibitrices (IC ₅₀)	38
4.3. Méthode de la réduction du fer FRAP	38
3^{ème} partie : Résultats et discussion	40
1. Les composés phénoliques	41
1.1. Rendements des extraits bruts obtenus	41
1.2. Teneurs en phénols totaux, en flavonoïdes et en tanins condensés	41
1.2.1. Courbes d'étalonnage des dosages des phénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés	42
1.2.2. Analyses quantitatives des extraits	43
a. Dosage des phénols totaux	44
b. Dosage des flavonoïdes	44
c. Dosage des tanins condensés	45
2. Évaluation du pouvoir antioxydant des extraits	46
2.1. Capacité antioxydante totale (CAT)	46
2.2. Piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl)	47
2.2.1. Extraits aqueux des feuilles et du cœur	48
2.2.2. Extraits méthanoliques des feuilles et du cœur	49
2.2.3. Fractions d'acétate d'éthyle des flavonoïdes des feuilles et du cœur	50
2.2.4. Fractions butanoliques des flavonoïdes des feuilles et du cœur	51
2.2.5. Extraits d'acétone des tanins des feuilles et du cœur	52
2.3. Réduction de fer : FRAP	54
2.3.1. Extraits aqueux des feuilles et du cœur	55
2.3.2. Extraits méthanoliques des feuilles et du cœur	57
2.3.3. Fractions d'acétate d'éthyle des feuilles et du cœur	58
2.3.4. Fractions butanoliques des feuilles et du cœur	59
2.3.5. Extraits d'acétone des tanins des feuilles et du cœur	60

Conclusion	63
Références bibliographiques	66
Annexes	84

Liste des abréviations

AA : Acide ascorbique

AG : Acide gallique

AGE : Produits avancés de la glycation

BHA : Butylhydroxyanisole

BHT : Butylhydroxytoluène

CAT : Capacité antioxydante totale

DO : Densité Optique

DPPH : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl

ERO : Espèces réactives de l'oxygène

FRAP : Ferric reducing antioxidant power

HIV : Virus de l'immunodéficience humaine

LDL : Lipoprotéines de densité légère

mg EAA/g : mg équivalent acide ascorbique par gramme de matière sèche

mg EAG/g : mg équivalent acide gallique par gramme de matière sèche

mg EC/g : mg équivalent catéchine par gramme de matière sèche

MS : Matière sèche

rpm : Tours par minute

SH : Sulfhydrile

SOD : Superoxyde dismutase

UV : Ultra-violet

UV-VIS : Ultraviolet-visible

Liste des Figures

Figure 1 : Classification de quelques métabolites secondaires	10
Figure 2 : Structure de base de l'acide benzoïque	13
Figure 3 : Structure de base de l'acide cinnamique	13
Figure 4 : Structure de base des flavonoïdes	14
Figure 5 : Structure chimique d'un tanin condensé (proanthocyanidine) (A) et d'un gallotanin ou tanin gallique (1, 2,3-tri-O-galloyl- β -D-glucose) (B)	17
Figure 6 : Structure de base de coumarine	18
Figure 7 : Structure d'une molécule de quinone	19
Figure 8 : Structure de base d'isoprène	20
Figure 9 : Structures de quelques alcaloïdes	21
Figure 10 : Principales espèces réactives de l'oxygène et enzymes antioxydantes	23
Figure 11 : Mécanisme de la peroxydation lipidique	25
Figure 12 : Rôle des enzymes antioxydantes dans le processus d'inactivation de l'ion superoxyde	28
Figure 13 : Propriétés réductrices des polyphénols	30
Figure 14 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux	42
Figure 15 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes	43
Figure 16 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins condensés	43
Figure 17 : Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique pour la mesure de la capacité antioxydante totale	46
Figure 18 : Capacité antioxydante totale des extraits de <i>Cynara scolymus</i>	47
Figure 19 : Courbe des concentrations du standard (BHA)	48
Figure 20 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des extraits aqueux des feuilles et du cœur de <i>Cynara scolymus</i>	48
Figure 21 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des extraits méthanoliques des feuilles et du cœur de <i>Cynara scolymus</i>	49
Figure 22 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des fractions d'acétate d'éthyle des feuilles et du cœur de <i>Cynara scolymus</i>	50
Figure 23 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des fractions butanoliques des feuilles et du cœur de <i>Cynara scolymus</i>	51

Figure 24 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des extraits des feuilles et du cœur de <i>Cynara scolymus</i>	52
Figure 25 : Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH en fonction des concentrations des différents extraits de <i>Cynara scolymus</i>	54
Figure 26 : Pouvoir réducteur du standard BHA	55
Figure 27 : Pouvoir réducteur des extraits aqueux des feuilles et du cœur de <i>Cynara scolymus</i>	56
Figure 28 : Pouvoir réducteur des extraits méthanoliques des feuilles et du cœur de <i>Cynara scolymus</i>	57
Figure 29 : Pouvoir réducteur des fractions d'acétate d'éthyle des feuilles et du cœur de <i>Cynara scolymus</i>	58
Figure 30 : Pouvoir réducteur des fractions butanoliques des feuilles et du cœur de <i>Cynara scolymus</i>	59
Figure 31 : Pouvoir réducteur des tanins des feuilles et du cœur de <i>Cynara scolymus</i>	60
Figure 32 : Pouvoir réducteur des différents extraits des feuilles et du cœur de <i>Cynara scolymus</i>	61

Liste des tableaux

Tableau 1 : Les principales classes de composés phénoliques	12
Tableau 2 : Quelques classes de flavonoïdes	15
Tableau 3 : Rendements en (%) des extraits bruts aqueux et méthanoliques	41
Tableau 4 : Teneurs des dosages des phénols totaux des extraits bruts	44
Tableau 5 : Teneurs des dosages des flavonoïdes des extraits bruts	45
Tableau 6 : Teneurs des dosages des tanins des extraits bruts	45
Tableau 7 : Valeurs des IC ₅₀ des extraits aqueux	49
Tableau 8 : Valeurs des IC ₅₀ des extraits méthanoliques	50
Tableau 9 : Valeurs des IC ₅₀ des fractions d'acétate d'éthyle	51
Tableau 10 : Valeurs des IC ₅₀ des fractions butanoliques	52
Tableau 11 : Valeurs des IC ₅₀ des extraits d'acétone	53
Tableau 12 : Valeurs des concentrations EC ₅₀ des extraits aqueux	56
Tableau 13 : Valeurs des concentrations EC ₅₀ des extraits méthanoliques	57
Tableau 14 : Valeurs des concentrations EC ₅₀ des fractions d'acétate d'éthyle	58
Tableau 15 : Valeurs des concentrations EC ₅₀ des fractions butanoliques	59
Tableau 16 : Valeurs des concentrations EC ₅₀ des extraits d'acétone	60

Introduction générale

Au cours de la dernière décennie, la recherche d'antioxydants d'origine naturelle a suscité un intérêt croissant et diverses études ont révélé l'importance des fruits et des légumes dans la prévention des maladies chroniques résultant du stress oxydatif (**GÜLÇIN, 2012**). Les plantes ont une riche source de molécules à potentiel antioxydant, telles que les composés phénoliques, les caroténoïdes, les vitamines, les flavonoïdes et les terpénoïdes (**KUMAR et al., 2012 ; RANILLA et al., 2010**).

Les composés phénoliques font l'objet de nombreuses recherches. Ils sont largement utilisés en thérapeutique comme inhibiteurs enzymatiques, antioxydants et anti radicalaires (**EL-DEMERDASH et al., 2005 ; GEHIN et al., 2006 ; BOUAYED et al., 2007 ; SIVAPRIYA et SRINIVAS, 2007**).

La recherche de nouvelles molécules pharmacologiques actives via le screening de sources naturelles a permis la découverte d'un grand nombre de médicaments utiles qui commencent à jouer un rôle majeur dans le traitement de nombreuses maladies humaines (**GURIB-FAKIM, 2006**).

Pour cela notre laboratoire et principalement notre équipe de recherche s'intéresse de très près à la phytochimie et aux activités biologiques (antimicrobiennes et antioxydantes) des extraits végétaux des plantes médicinales dans le but d'élargir les perspectives de valorisation des produits naturels (**BEKHECHI et al., 2012 ; SELADJI et al., 2014 ; BOUGANDOURA et BENDIMERAD, 2013 ; BENHAMMOU et al., 2014 ; NANI et al., 2015**).

En vue d'apporter une contribution à la connaissance de l'espèce *Cynara scolymus* L. (artichaut) notre travail, a été réalisé en trois parties :

- ✓ Dans la première partie, une synthèse bibliographique menée sur l'espèce sélectionnée appartenant à la famille des astéracées, *Cynara scolymus* ainsi que sur les métabolites secondaires de la plante et leurs activités biologiques.
- ✓ Dans la deuxième partie le travail est expérimental, qui consiste en :
 - Préparation et détermination des rendements des extraits bruts secs aqueux et méthanolique.

- Extractions sélectives des familles prépondérantes notamment les composés phénoliques et les tanins.
 - Dosage des principales classes phénoliques, les phénols totaux, les flavonoïdes, et les tanins.
 - Extraction des fractions flavonoïdiques, d'acétate d'éthyle et n-butanol.
 - Extraction des tanins.
 - L'évaluation *in vitro* de l'effet antioxydant des extraits aqueux, méthanolique, acétatique, butanolique, et tannique correspondants aux feuilles et au cœur de la plante selon la technique de la capacité antioxydante totale, la méthode du piégeage du radical libre DPPH et celle de la réduction de fer.
- ✓ La troisième partie sera consacrée à la discussion des résultats obtenus lors de cette étude et notre travail est achevé par une conclusion et des perspectives envisagées.

1^{ère} partie : Synthèse bibliographique

Chapitre I : La nutrition

1. Définition de la nutrition

La nutrition c'est l'apport alimentaire répondant aux besoins de l'organisme. Une bonne nutrition (c'est-à-dire un régime adapté et équilibré) et la pratique régulière d'exercice physique sont autant de gages de bonne santé.

Une mauvaise nutrition peut entraîner un affaiblissement de l'immunité, une sensibilité accrue aux maladies, un retard de développement physique et mental et une baisse de productivité (**OMS**).

Science appliquée, au carrefour de plusieurs disciplines scientifiques (biologie, médecine, psychologie), qui permet de comprendre le fonctionnement du corps humain et de proposer des recommandations alimentaires ou médicales visant à maintenir celui-ci en bonne santé (**Larousse, 2019**).

2. Les plantes

Le terme « botanique » vient du grec botanê, qui signifie « plante », dérivé du verbe boskein, « nourrir ». Cependant, les plantes ne sont pas seulement une source de nourriture, mais elles interviennent dans notre vie de bien d'autres façons. Elles nous procurent des fibres pour les vêtements, du bois pour les meubles, l'abri et le combustible, du papier pour les livres, des épices pour la saveur, des médicaments pour les soins et l'oxygène que nous respirons. Nous dépendons totalement des plantes. Les plantes interpellent en outre intensément nos sens, et notre vie profite de la beauté des jardins, des parcs et des zones naturelles dont nous disposons (**RAVEN et al., 2014**).

2.1. Le pouvoir nutritionnel des plantes

Les aliments d'origine végétale contiennent exclusivement deux nutriments essentiels : les fibres et les phytonutriments. Les fibres, présentes dans de nombreuses variétés de tous les aliments végétaux intacts, offrent une protection puissante des systèmes gastro-intestinal, cardiovasculaire et immunitaire, tandis que les phytonutriments, une vaste classe de milliers de composés comprenant des glucosinolates, des caroténoïdes et des flavonoïdes, agissent en synergie pour réduire l'inflammation et l'oxydation, assurant une protection contre l'initiation et la progression de la maladie (**CLEMENS et al., 2012 ; FRAGA, 2009**).

3. La plante sélectionnée

3.1. Présentation et description de la plante étudiée : *Cynara scolymus* L.

Au Moyen-Orient on appelle souvent l'artichaut « ardhi chouki », qui signifie littéralement « épine de terre ». Les mots « Artichaut » en français, « Carciofo » en italien, « Artichoke » en anglais, « Alcachofa » en espagnol et « Artishoke » en allemand, trouvent tous leur origine dans le mot arabe « Harscirof », qui signifie « épine de terre » (**GUYOT et GIBASSIER, 1967**).

Au début de l'ère chrétienne, l'artichaut était déjà cultivé et bien connu ; selon **FOURY, 1997** la mise en culture date du premier siècle après J.C., en Andalousie et/ou en Tunisie. L'espèce est pérenne et est multipliée normalement par voie végétative. Toutefois, au début de sa culture, elle était vraisemblablement multipliée par graines. La transition vers la multiplication végétative aurait été le résultat de la fixation de certains types particuliers ayant une bonne aptitude à s'adapter dans diverses aires de culture (**FOURY, 1978**).

L'artichaut (*Cynara scolymus* L.) (**Annexe A**) une espèce pérenne appartenant à la famille des Asteraceae, est cultivée pour ses propriétés à la fois culinaires, thérapeutiques et industrielles. Son aire de distribution géographique couvre les régions du globe à été frais et hiver doux sans gel, où sa production est possible toute l'année (**DRIDI, 2002**). L'artichaut est originaire des régions méditerranéennes, il n'existe pas à l'état spontané. Aujourd'hui, il est admis que l'artichaut descend du cardon sauvage (*Cynara cardunculus*) (**I.T.C.M.I, 2008**).

3.2. Description botanique de la plante

L'artichaut est une plante herbacée vivace. Inconnu à l'état spontané, c'est une forme culturale de *Cynara cardunculus* originaire du bassin méditerranéen. La partie souterraine est un gros rhizome pourvu d'un puissant système racinaire. La tige est dressée, cannelée, ramifiée, et mesure de 1 à 1,5m. La première année apparaît une rosette de grandes feuilles, larges, vert grisâtre, profondément découpées, à nervures très saillantes, non épineuses, blanchâtres et tomenteuses sur la face inférieure. La tige qui apparaît généralement la deuxième année, porte dans sa partie supérieure des feuilles presque entières, plus petites et sessiles. Les feuilles peuvent

atteindre près de 1m. Les fleurs bleues violacées, tubulées, sont disposées en gros capitules solitaires verts ou violacés. Elles sont hermaphrodites et apparaissent généralement la deuxième année. Ces capitules terminaux, très gros, dont la taille peut dépasser 10cm de diamètre, sont constitués d'un réceptacle charnu, hérissé de soies, entouré par un involucre de bractées ovales, charnues à la base et pointues au sommet. La formule florale est : 5 S + 5 P + 5 E + 1 C. Les fruits sont des akènes ovoïdes, généralement brun foncé, couronnés d'une aigrette blanche (**GOETZ, 2007**).

Règne : Végétal

Division : Magnoliophyta

Classe : Magnoliopsida

Ordre : Asterales

Famille : Asteraceae

Genre : Cynara

Espèce : Cynara cardunculus

Variété : Cynara cardunculus var. scolymus L.

Noms vernaculaires : artichaut (français), artichoke (anglais), ardi chawki (arabe), qarnoun (en Algérie)

3.3. Pièces comestibles et utilisations

Les têtes d'artichaut sont consommées, soit crues soit cuites. Il faut cependant prendre soin de retirer le foin (pour les plus gros spécimens) et les « feuilles », ou bractées, les plus à l'extérieur qui sont trop coriaces et plutôt amères. Le petit artichaut violet poivrade est consommé entier, ou pelé et cuit rapidement. Certaines variétés violettes italiennes se mangent spécialement crues, tranchées finement, avec du sel, du jus de citron et de l'huile d'olive. L'artichaut peut être cuit à l'eau salée, à la vapeur, au four à micro-ondes, au four, braisé, etc. On le mange chaud, tiède ou froid, seul ou accompagné par exemple d'une vinaigrette ou d'une mayonnaise. Le cœur, fréquemment mis en conserve ou mariné, peut être incorporé aux salades et aux hors-d'œuvre ou employé comme garniture. Les vraies feuilles, celles qui poussent le long de la tige, sont également comestibles une fois blanchies ou cuites (**Alimentarium, 2016**).

3.4. Propriétés de la plante

L'artichaut a des propriétés dépuratives mais aussi cholérétiques. Il stimule la sécrétion biliaire par le foie et l'évacuation de la bile vésiculaire grâce à la cynarine ou acide dicaféylquinique. Mais la cynarine est essentiellement concentrée dans la tige et les feuilles de l'artichaut. Les parties que nous consommons en contiennent peu. Les infusions de feuilles sont donc les seules qui paraissent efficaces pour stimuler le foie. En revanche les polyphénols de l'artichaut aideraient à lutter contre le cancer du foie en provoquant l'apoptose des cellules cancéreuses du foie (**MICCADEI et al., 2008**).

Il est légèrement diurétique grâce à son potassium et son inuline. Comme tous les diurétiques, il fait perdre de l'eau, mais pas des graisses. En revanche il pourrait intervenir dans la sensation de satiété par un effet coupe-faim. Une étude hongroise a montré que parmi les enfants et adultes obèses qui suivent un régime pauvre en calories, ceux qui ont bu un concentré de jus d'artichaut ont vu leur sensation de faim fortement diminuée. Leur indice de masse corporelle a lui aussi baissé (**ANTAL et al., 2008**).

4. Travaux antérieurs

Plusieurs études ont décrit de nombreuses activités pharmacologiques associées à l'artichaut, telles que des effets hépatoprotecteurs, antioxydants, anticarcinogènes, hypocholestérolémiant, antibactériens, anti-VIH et diurétiques (**JOY et HABER, 2007 ; KUKIĆ et al., 2008 ; LATTANZIO et al., 2009 ; SHEN et al., 2010 ; QIANG et al., 2012 ; GOUVEIA et CASTILHO, 2012 ; MAHMOUDI et al., 2012 ; DA SILVA OLIVEIRA et al., 2014 ; SALEKZAMANI et al., 2018**).

L'acide 1,3-O-dicaféoylquinique (cynarine) est considéré comme ayant la plus grande capacité d'inhibition de la biosynthèse du cholestérol et de l'oxydation des LDL (**LATTANZIO et al., 2009**).

Chapitre II : Les métabolites secondaires

1. Définition et fonctions des métabolites secondaires

Le terme « métabolite secondaire », qui a éventuellement été introduit par Albrecht Kossel en 1891, est employé pour décrire une large gamme de composés chimiques dans les plantes, qui sont responsables des fonctions périphériques indirectement indispensables à la vie des plantes telles que la communication intercellulaire, la défense, la régulation des cycles catalytiques. Les métabolites secondaires sont présents dans toutes les plantes supérieures et ont une répartition limitée dans l'organisme de la plante. Plus de 200.000 structures ont été définies et sont d'une variété structurale extraordinaire. Ces molécules marquent de manière originale, une espèce, une famille ou un genre de plante et permettent parfois d'établir une taxonomie chimique (**HARTMANN, 2007**).

Les végétaux synthétisent naturellement les métabolites secondaires, mais qui ne participent pas aussitôt au métabolisme végétal. Ils peuvent être spécifiques aux familles, aux ordres, aux espèces, et aussi marne aux taxa (**LAITINEN et al., 2000**).

Ce sont des produits à structure chimique souvent complexe, on recense plusieurs milliers de métabolites (au moins 30.000 structures caractérisées) et classés selon leur appartenance chimique (**JUDD et al., 2002**). Parmi ces substances on trouve les composés phénoliques, les flavonoïdes, les tanins, les saponosides, les huiles essentielles et les alcaloïdes qui ont des intérêts multiples mis à profit dans l'industrie alimentaire et pharmaceutique. De plus, ils sont reconnus pour collaborer au processus de pollinisations et comme des signaux chimiques permettant à la plante de s'adapter à l'environnement (**GRAGLIA et al., 2001**).

Il est indispensable de connaître la composition des plantes pour comprendre comment elles agissent sur l'organisme (**ISERIN, 2001**).

2. Classification des métabolites secondaires

Plus de 200.000 substances de métabolites secondaires ont été identifiées et appartiennent à trois classes principales (**VERMERRIS et al., 2006**).

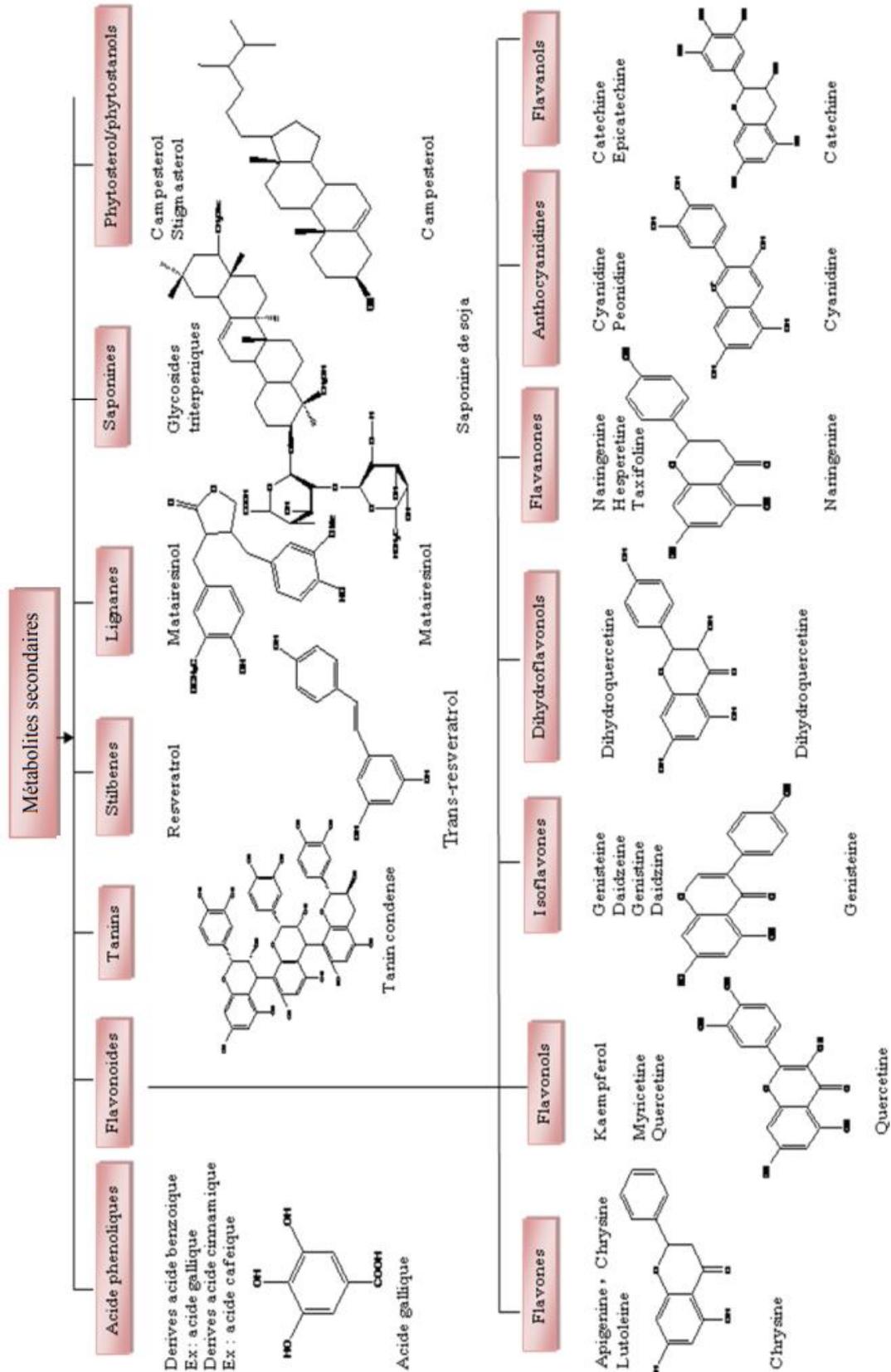


Figure 1. Classification de quelques métabolites secondaires (MUANDA, 2010).

2.1. Composés phénoliques

Les polyphénols sont des molécules synthétisées par les végétaux lors du métabolisme secondaire pour se défendre contre les agressions environnementales. Ils sont localisés dans différentes parties des plantes selon l'espèce végétale ou le groupe phénolique considéré. Ce sont des dérivés non azotés dont le ou les cycles aromatique(s) sont issus de deux grandes voies métaboliques : la voie du shikimate et celle de l'acétate (**BRUNETON, 1999**).

Jusqu'à aujourd'hui plusieurs milliers de composés phénoliques ont été caractérisés chez les végétaux. Ils ont tous la présence d'un ou plusieurs cycles aromatiques portant une ou plusieurs fonctions hydroxyle(s) (**HARBORNE, 1998**).

2.1.1 Classification des composés phénoliques

Les composés phénoliques sont classés selon le nombre d'atomes de carbone dans le squelette de base, ces structures peuvent être libres ou liées à l'ester ou hétérosides (**BRUNETON, 1999**). Les différentes classes de ces composés phénoliques et les plantes qui les renferment sont représentées dans le tableau 1.

Tableau 1. Les principales classes de composés phénoliques (**HARBORNE, 1989**).

Squelette carboné	Classe	Exemple	Origine
C 6	Phénols simples	Catéchol	Nombreuses espèces
C 6 – C 1	Acides hydroxybenzoïques	p-Hydroxybenzoïque	Epices, fraise
C 6 – C 3	Acides hydroxycinnamiques Coumarines	Acides caféique, férulique Scopolétine, esculétine	Citrus Citrus
C 6 – C 4	Naphtoquinones	Juglone	Noix
C 6 – C 2 – C 6	Stilbènes	Resvératrol	Vigne
C 6 – C 3 – C 6	Flavonoïdes • Flavonols • Anthocyanes • Flavanols • Flavanones Isoflavonoïdes	Kaempférol, quercétine Cyanidine, pélargonidine Catéchine, épicatechine Naringénine Déidzéine	Fruits, légumes, fleurs Fleure, fruits rouges Pomme, raisin Citrus Soja, pois
(C 6 – C 3) 2	Lingnanes	Pinorésinol	Pin
(C 6 – C 3) n	Lignines		Bois, noyau des fruits
(C 15) n	Tanins		Raisin rouge, Kaki

2.1.2. Acides phénoliques

Appartiennent à deux groupes, les acides hydroxybenzoïques, dérivés de l'acide benzoïque, qui ont une structure de base de type C6–C1, et les acides hydroxycinnamiques dont la structure de base (C6–C3) dérive de celle de l'acide cinnamique (**VERMERRIS et al., 2006**).

Les acides phénoliques présentent une très grande variété de phénols. Le terme acide phénol peut s'appliquer à tous les composés organiques possédant au moins une fonction carboxylique et/ou hydroxyle phénolique (**BRUNETON, 1993**). Ils sont contenus dans un certain nombre de plantes agricoles et médicinales (**PSOTOVA et al., 2003**).

Ils possèdent des activités antioxydantes et anti-radicalaires. De nombreux glycosides du phénylpropane ont montré de fortes activités antioxydantes (CAVIN, 1999).

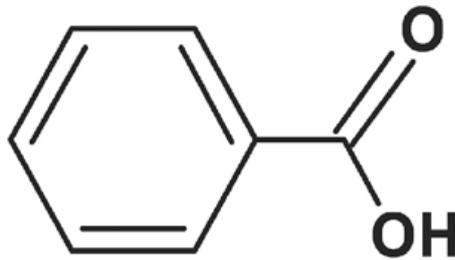


Figure 2. Structure de base de l'acide benzoïque (VU et WANDLOWSKI, 2016).

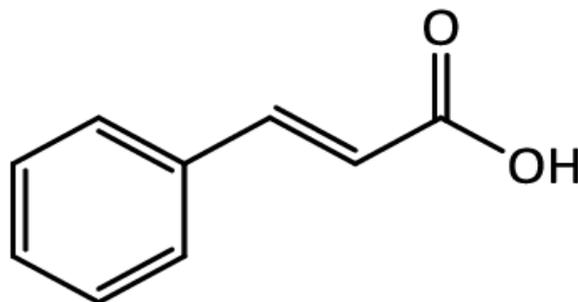


Figure 3. Structure de base de l'acide cinnamique (WAHYUNINGRUM et PRAJNAMITRA, 2019).

2.1.3. Les flavonoïdes

Ce sont des métabolites secondaires ubiquitaires des plantes. On a identifié plus de 4000 flavonoïdes naturels jusqu'à aujourd'hui (MILANE, 2004 ; LHUILLIER, 2007).

Ils possèdent un squelette de base à 15 atomes de carbone constitué de deux cycles phényles, les cycles A et B, reliés par une chaîne à trois carbones (structure en C6-C3-C6). La chaîne en C3 entre les cycles A et B est communément cyclisée pour former le cycle C (BOUGANDOURA, 2010).

Ils sont considérés comme des pigments quasiment universels des végétaux, souvent responsables de la coloration des fleurs, des fruits et parfois des feuilles. À l'état naturel, ils se trouvent le plus souvent sous forme d'hétérosides (GHESTEM *et al.*, 2001 ; BRUNETON, 1999).

Les flavonoïdes présentent plusieurs activités biologiques, principalement leur activité antioxydante et leur capacité à piéger les radicaux libres grâce à leur groupement hydroxyle (C3-OH) fortement réactif (**GHEDIRA K., 2005**). Ils exercent aussi une activité antidiabétique, comme la myricétine qui présente des effets hypoglycémiants et hypotryglycérédémiants chez les animaux diabétiques (**ONG et KHOO, 1997 ; ONG et KHOO, 2000**). Ils possèdent des propriétés anti-inflammatoires, antiallergiques et anti-ulcérogènes. Certains flavonoïdes ont également démontré un potentiel d'agent vasodilatateur (**BRUNETON, 1993**).

On les regroupe en 5 grands groupes chez les plantes (**LARKINS et WYNN, 2004**) :

- les flavones
- les flavonols (réputés les plus antioxydants) et les procyanidines
- les anthocyanines
- les hydroxycinnamates (abondants dans les fruits)
- les flavanones

Ils ont tous le même squelette de base à quinze atomes de carbones qui sont arrangés à une configuration C6–C3–C6 de type phényl–2–benzopyrane (**YAO et al., 2004**).

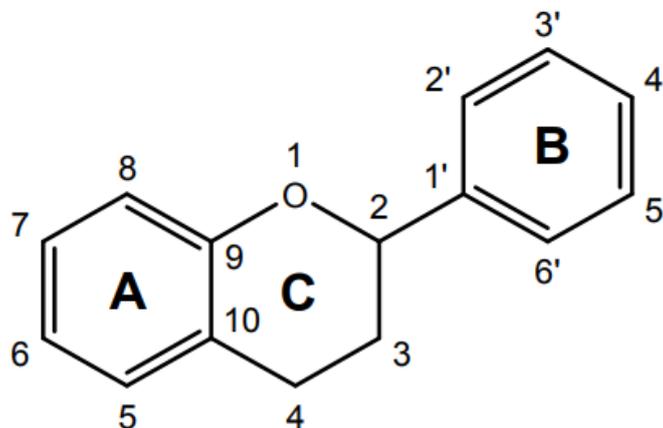


Figure 4. Structure de base des flavonoïdes (**LHUILER, 2007**).

Tableau 2. Quelques classes de flavonoïdes (**NARAYANA et al., 2001 ; ERDMAN et al., 2007**).

Groupe de flavonoïdes	Caractéristique
Flavones	Le groupe le plus abondant des composés phénoliques. Ils se diffèrent des flavonols seulement par le manque d'un OH libre en C3. Ce qui affecte ainsi leur absorption aux UV, mobilité chromatographique et les réactions de coloration.
Flavonols	Un autre groupe abondant des composés phénoliques.
Anthocyanines	Représentent le groupe le plus important des substances colorées. Ces pigments hydrolysables contribuent à la coloration des angiospermes.
Hydroxycinnamates	Sont de puissants antioxydants, mais n'ont pas d'impact sensoriel sauf après oxydation, ils peuvent former des pigments bruns.
Flavanones	Sont caractérisés par l'absence de la double liaison C2–C3. Le flavanone le plus abondant est la naringénine, isolée pour la première fois à partir des écorces de citrus.

Ces composés sont de puissants antioxydants, leur mécanisme d'action peut être direct ou indirect : pouvant piéger les radicaux libres réactifs et les chélateurs d'ions métalliques. Un des effets directs les plus importants est la réduction de la production de radicaux libres par inhibition d'enzymes et la régénération d'antioxydants liés à la membrane tels que l' α -tocophérol sont des exemples de mécanismes indirects (**RITA et FARIT, 2009**).

Ils jouent un rôle très important dans le traitement du diabète (inhibant l'aldose réductase), de la goutte (inhibant la xanthine oxydase), des inflammations (inhibant la phospholipase, etc), des hépatites, des tumeurs, de l'hypertension, des thromboses (flavonols), des allergies et des affections bactériennes et virales (anti-HIV) (**ANDERSSON et al., 1996 ; COWAN, 1999 ; YAO et al., 2004**).

2.1.4. Les tanins

Ce sont des composés polyphénoliques qui sont solubles dans l'eau. Ils présentent les réactions caractéristiques des phénols généralement, ils sont capables de précipiter les alcaloïdes, la gélatine et aussi les autres protéines (**STEVANOVIC, 2005 ; MERGHEM, 2009**).

Les tanins sont une famille complexe de principes actifs. Ils ont la capacité de former des complexes avec des macromolécules (les protéines, glucide, etc) et des liaisons entre les fibres de collagènes, d'où leur viennent la plupart de leurs propriétés. Leur structure chimique est particulièrement variable, mais comporte toujours une partie polyphénolique (**BARTOSZ, 2003**). Des radicaux tanniques plus stables sont alors formés, ce qui a pour conséquence de stopper la réaction en chaîne de l'auto-oxydation des lipides (**CAVIN, 1999**).

Ils ont les propriétés et les capacités biologiques suivantes : la fixation et l'inhibition enzymatique, le piégeage des radicaux libres et l'activité antioxydante, un effet antiseptique (antibactérien, antifongique, antiviral), et la prévention des maladies cardiovasculaires (**LECASBLE, 2012**).

Les tanins sont compris dans la protection contre les infections fongiques et bactériennes. Ils favorisent la régénération des tissus et la régulation de la circulation veineuse et tonifient la peau des rides (**KANSOL, 2009**).

Il est classique de distinguer deux grands groupes de tanins, différents à la fois par leur réactivité chimique et leur composition : les tanins hydrolysables et les tanins condensés (**PAOLINI et al., 2003 ; SARNI-MANCHADO et CHEYNIER, 2006**).

Leur structure chimique est particulièrement variable, mais comporte toujours une partie polyphénolique.

a) Les tanins hydrolysables : appelés tannoïdes, ce sont des dérivés de l'acide gallique ; ils sont des oglio ou des polyesters d'un sucre et d'un nombre variable

d'acides phénols. Le sucre est généralement le D-glucose, l'acide phénol peut être soit l'acide gallique dans le cas des gallotanins ou l'acide ellagique dans le cas des tanins classiquement dénommés ellagitannins (**BRUNETON, 1993 ; COWAN, 1999**).

Ils sont facilement dégradés par hydrolyse chimique (alcaline ou acide) ou enzymatique (**GUIGNARD, 2000**).

b) Les tanins condensés : Les tanins condensés, appelés proanthocyanidines ou procyanidines, sont des composés qui ne possèdent pas de sucre dans leur molécule et leur structure est voisine de celle des flavonoïdes. Il s'agit des polymères flavoniques constitués d'unités de flavan-3-ols liées entre elles par des liaisons carbone-carbone (**BRUNETON, 1999**). Par traitement acide à chaud, ils se transforment en pigments rougeâtres et, pour cette raison, ils sont dénommés proanthocyanidines (**SARNI-MANCHADO et CHEYNIER, 2006**).

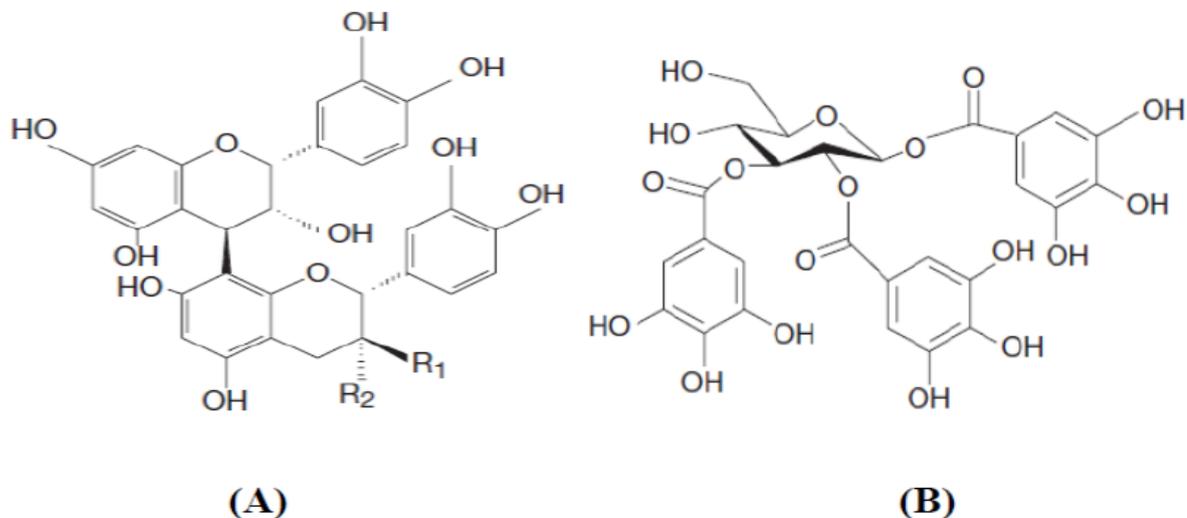


Figure 5. Structure chimique d'un tanin condensé (proanthocyanidine) (A) et d'un gallotanin ou tanin gallique (1, 2,3-tri-O-galloyl-β-D-glucose) (B) (**SARNI-MANCHADO et CHEYNIER, 2006**).

2.1.5. Les coumarines

Ce sont des substances naturelles connues. Ce sont des composés à neuf atomes de carbone possédant le noyau 1,2-Benzopyrone (Figure 6). Certaines familles d'Angiospermes élaborent des structures très variées : Fabaceae, Asteraceae et surtout Apiaceae et Rutaceae chez lesquelles sont rencontrées les plus complexes (**BRUNETON, 1993**).

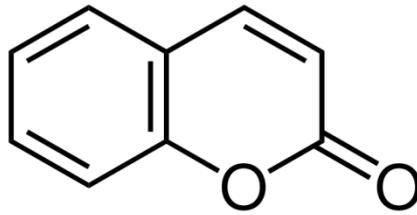


Figure 6. Structure de base de coumarine (DONG-CHAN *et al.*, 2013).

Les coumarines et leurs dérivés sont des produits naturels qui sont largement utilisés pour des fins pharmaceutiques, agricoles et cosmétiques (MOUSSAOUI et BENSALÉM, 2007). Elles ont des activités anti-thrombotiques, anti-inflammatoires et vasodilatatrices (COWAN, 1999).

Elles sont capables de prévenir la peroxydation des lipides membranaires et de capter les radicaux hydroxyles, superoxydes et peroxydes. Les conditions structurales requises pour l'activité antiperoxydante des coumarines sont similaires à celles signalées pour les flavonoïdes (ANDERSSON *et al.*, 1996).

2.1.6. Phénylpropanoïdes

Les phénylpropanoïdes constituent une vaste classe de quelques milliers de molécules, qui ont été identifiés chez les plantes. Ils forment une sous-classe d'une plus grande catégorie de métabolites secondaires communément appelée « phénols ».

Ces composés phénoliques sont largement répandus dans le règne végétal, et à ce jour, plus de 8000 structures ont été identifiées (DAI et MUMPER, 2010). Ces molécules ont été classées sur la base de la présence d'une unité de phénol commune dans leurs structures, complétée par au moins un substituant hydroxyle (CROTEAU *et al.*, 2000).

Les phénylpropanoïdes jouent un rôle important dans les réactions des plantes aux stress environnementaux biotiques et abiotiques. Ils aident les plantes à résister à divers agresseurs environnementaux tels que les microbes (LA CAMERA. *et al.*, 2004 ; MAZID *et al.*, 2011), les herbivores (NURINGTYAS *et al.*, 2012) et favorisent l'adaptation des plantes à de nouveaux environnements (BAIS *et al.*, 2003) par le mécanisme de l'allélopathie et de la reproduction réussie (DUDAREVA *et al.*, 2004).

De plus, ils jouent un rôle de molécules de signalisation dans les interactions plante-microbe (**LA CAMERA et al., 2004**). Bien que les métabolites secondaires soient généralement décrits comme des molécules présentes à faible concentration dans les plantes, la lignine est le phénylpropanoïde qui constitue le deuxième biopolymère terrestre le plus répandu et constitue une unité structurale de base des angiospermes et des gymnospermes.

Outre leurs rôles centraux spécifiques aux plantes, plusieurs phénylpropanoïdes ont été décrits comme des molécules d'importance médicinale. En effet, ils peuvent servir d'antioxydants (**BORCHARDT et al., 2009**), anticancéreux (**FERRAZZANO et al., 2011**), anti-inflammatoires (**CHANG et al., 2010**), antibactériens, cicatrisants et filtres UV (**KORKINA, 2007**).

2.1.7. Quinones

Chez les plantes, ces molécules, également appelées prénylquinones (**LICHTENTHALER, 1977**), fonctionnent dans les chaînes de transport d'électrons, en tant que porteurs d'hydrogène liés à la membrane et mobiles. Certaines de ces molécules sont attachées de manière permanente aux protéines et facilitent le transport des électrons au sein de complexes protéiques (**NOWICKA et KRUK, 2010**). Il a également été signalé qu'ils participaient à la régulation de l'expression des gènes et à la transduction du signal dans les cellules (**KAWAMUKAI, 2002**). D'autres études ont décrit leur rôle important dans la photosynthèse (phylloquinone et plastoquinone) et la respiration aérobie (ubiquinone).

Les quinones sont des pigments naturels qui sont généralement jaunes pâles, rouges et bruns. Ces couleurs sont masquées par d'autres pigments (**HARBORNE, 1998**).

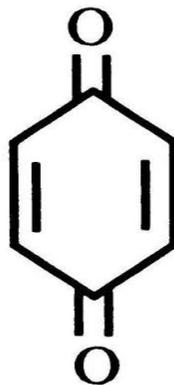


Figure 7. Structure d'une molécule de quinone (**COWAN, 1999**).

2.2. Les terpénoïdes

Aussi appelés isoprénoïdes, sont des composés issus de la condensation d'unités de base à 5 carbones de type isoprène (Figure 8). On parle également de composés terpéniques ou monoterpène correspondant à des molécules à 10 carbones formées à partir de deux unités isoprènes (**BRUNETON, 1999 ; HARBONE, 1998**).

Les terpènes possèdent d'importantes propriétés thérapeutiques, notamment en cancérologie, dans le traitement de l'inflammation ou encore des infections bactériennes (**CHRISTIANSON, 2008**).

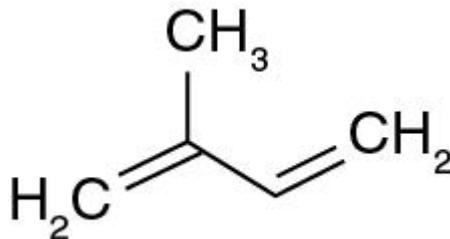


Figure 8. Structure de base d'isoprène (**MOROT-GAUDRY, 2016**).

Ils existent chez toutes les plantes et représentent la plus grande catégorie de métabolites secondaires, avec plus de 22000 composés décrits.

L'hydrocarbure est le terpénoïde le plus simple. Ils sont classés en fonction du nombre de leurs unités isopréniques (**RAVEN et al., 2003**).

On compte aujourd'hui 600 classes utilisées en aromathérapie dont l'essor s'étend dans le domaine médical et cosmétique (**LUCIENNE, 2010**).

2.3. Les composés azotés (Alcaloïdes, dérivés des acides aminés)

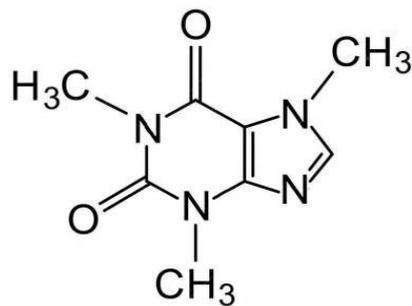
Les alcaloïdes sont un groupe de composés azotés et faiblement basiques, issus principalement des végétaux. Ils présentent des réactions communes de précipitation. Après extraction, ils sont détectés par des réactions générales de précipitation fondées sur leur capacité de se combiner avec des métaux. La caractérisation de la présence d'alcaloïde peut se faire par précipitation à l'aide de plusieurs réactifs (**KANSOLE, 2009**).

Les propriétés toxiques ou médicamenteuses des alcaloïdes font de ce

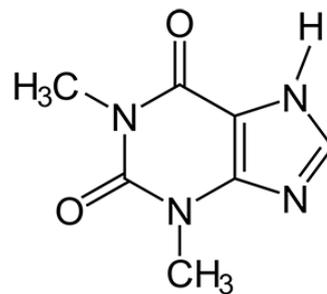
groupe de métabolites secondaires un intérêt particulier. Au niveau du système nerveux central, ils agissent comme dépresseurs (morphine, scopolamine) ou comme stimulants (caféine, etc). Certains jouent un rôle d'anesthésiques locaux (cocaïne) (**KANSOLE, 2009**).

Inversement à la majorité des autres types de métabolites secondaires, les nombreuses classes d'alcaloïdes possèdent des origines biosynthétiques uniques (**ZIEGLER et FACCHINI, 2008**).

L'étude de leur mécanisme d'action a conduit à les employer comme réactifs biologiques en neurochimie et en chimiothérapie. Ils sont dotés aussi d'un pouvoir antioxydant (**ROUÉ, 2011**).



Caféine



Théophylline

Figure 9. Structures de quelques alcaloïdes (**ZIEGLER et FACCHINI, 2008**).

Chapitre III : L'oxydant et l'antioxydant

1. Généralités

L'oxygène est la source de vie pour les organismes aérobies mais peut être également une source d'agression pour ces organismes (**NAMIKI, 1990**).

Nos cellules et tissus peuvent être soumis à une grande variété d'agressions physiques (traumatisme, irradiation, hyper ou hypothermique), chimiques (acidose, toxines) et métaboliques (exposition à des xénobiotiques, privation d'un facteur hormonal ou facteur 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**).

2. Le stress oxydant

Le stress oxydatif est défini comme étant le déséquilibre entre la génération des espèces réactives de l'oxygène et la capacité du corps à neutraliser et à réparer les dommages oxydatifs (**BOYD et al., 2003**).

L'oxygène assure grâce à des enzymes, l'oxydation de divers substrats endogènes : les phospholipides des membranes cellulaires, les protéines, l'ADN. Cette oxydation conduit à la formation des radicaux libres ou espèces réactives oxygénées (ERO) (**ROUSSEAU, 2004**).

Ces molécules sont très nombreuses, de forme radicalaire (contenant un électron non apparié) ou non. Il existe de très nombreuses ERO mais les plus importantes sont l'ion superoxyde, le peroxyde d'hydrogène, le radical hydroxyle, l'hypochlorite et le peroxynitrite (Figure 10). L'ion superoxyde est formé spontanément ou par certaines enzymes comme les oxydases ou les complexes de la chaîne respiratoire mitochondriale. Il est transformé en peroxyde d'hydrogène par l'enzyme superoxyde dismutase. Cette molécule est plus stable que l'ion superoxyde. Elle est dégradée en eau et oxygène par la catalase et la glutathion peroxydase. En présence de métaux de transition sous forme libre (fer et cuivre), elle peut donner naissance au radical hydroxyle qui est la plus réactive et donc la plus toxique des ERO (**ICHAÏ et al., 2011**).

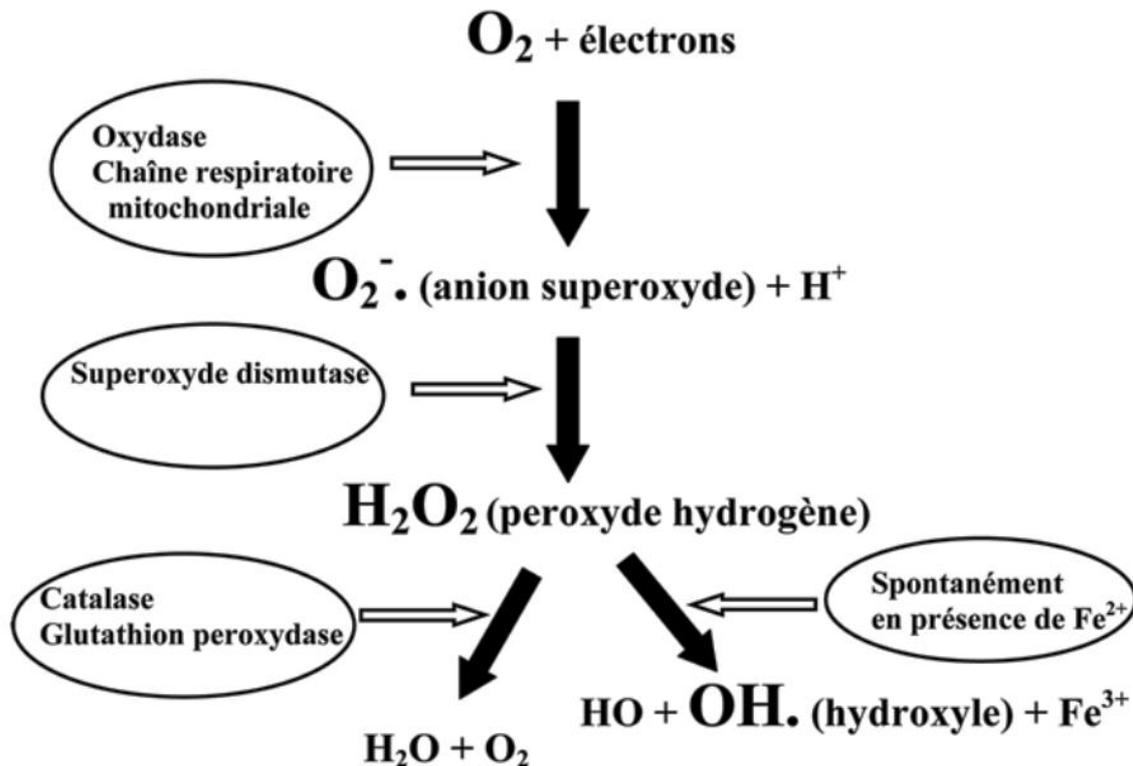


Figure 10. Principales espèces réactives de l'oxygène et enzymes antioxydantes (ICHAÏ *et al.*, 2011).

Ces ERO peuvent causer des dommages à l'organisme, en effet en cas de stress entraînant un défaut de régularisation de l'oxydation, de conditions environnementales ou de déséquilibre alimentaire, elles provoquent des désorganisations cellulaires parfois irréversibles entraînant la mort des cellules (ROLLAND, 2004). Cela peut conduire à l'apparition de nombreuses pathologies telles que les maladies inflammatoires, l'athérosclérose, l'ischémie cérébrale et le cancer (DIALLO *et al.*, 2001).

2.1. Les conséquences du stress oxydant

La production excessive de radicaux libres provoque des lésions directes de molécules biologiques (oxydation de l'ADN, des protéines, des lipides, des glucides), mais aussi des lésions secondaires dues au caractère cytotoxique et mutagène des métabolites libérés notamment lors de l'oxydation des lipides. L'organisme peut aussi réagir contre ces composés anormaux par production d'anticorps, qui malheureusement peuvent aussi être des auto-anticorps créant une troisième vague d'attaque chimique (FAVIER, 2003).

2.1.1. Dommage d'ADN

Bien que l'ADN soit la mémoire de toute la composition biochimique des êtres vivants, il s'agit d'une molécule très sensible à l'attaque par les radicaux de l'oxygène. L'attaque radicalaire peut être directe et entraîner l'oxydation des bases, engendrant un grand nombre de bases modifiées. Le stress oxydant peut aussi attaquer la liaison entre la base et le désoxyribose, créant un site abasique, ou attaquer le sucre lui-même, créant une coupure de chaîne simple brin (**FAVIER, 2003**).

2.1.2. Oxydation des protéines

Les protéines les plus sensibles aux attaques radicalaires se trouvent être celles qui comportent un groupement sulfhydryle (SH). C'est le cas de nombreuses enzymes cellulaires et protéines de transport qui vont être de ce fait oxydées et inactivées (**BARNOUD et al., 2007**).

Les protéines peuvent subir l'action directe des ERO suivant ces étapes (**BARAIBAR et al., 2013**) :

- Modifications oxydatives réversibles : formation de disulfures, d'acide sulfénique et de méthionine sulfoxyde résultant de l'oxydation des chaînes latérales des résidus cystéine et méthionine, les plus sensibles à l'oxydation.
- Formation de réticulations intra- et inter-moléculaires et/ou fragmentation des chaînes polypeptidiques par oxydation du squelette carboné de la protéine.
- Fragmentation de la chaîne carbonée par oxydation d'un résidu glutamyl ou par α -amidation et oxydation directe de chaînes latérales de résidus sensibles (lysine, arginine, proline, thréonine) conduisant à la formation de groupes carbonyles sur la protéine.

2.1.3. Oxydation des glucides

Si la chimie de l'attaque radicalaire des polysaccharides a été beaucoup moins étudiée que celle des autres macromolécules, il n'en demeure pas moins que les espèces réactives de l'oxygène attaquent les mucopolysaccharides et notamment les protéoglycanes du cartilage. Par ailleurs, le glucose peut s'oxyder dans des conditions physiologiques, en présence de traces métalliques, en libérant des cétoaldéhydes, H_2O_2 et $OH\cdot$, qui entraîneront la coupure de protéines ou leur glycation par attachement du cétoaldéhyde, formant un dérivé AGE.

Ce phénomène de glycosoxydation est très important chez les diabétiques et contribue à la fragilité de leurs parois vasculaires et de leur rétine (FAVIER, 2003).

2.1.4. Peroxydation lipidique

Les lipides sont les molécules les plus sensibles au stress oxydatif, surtout les acides gras polyinsaturés. Quand le radical hydroxyle rencontre les lipides, il va se produire un phénomène qu'on dénomme peroxydation lipidique. Brièvement ce processus implique :

- Le retrait d'un atome d'hydrogène d'un lipide par le radical hydroxyle.
- Le lipide radicalaire réagit avec l'oxygène pour former le radical peroxyde.
- Ce dernier peut attaquer les chaînes lipidiques adjacentes et propager la réaction de peroxydation.

La réaction en chaîne génère des lipides hydroperoxydes qui, lorsqu'ils s'accumulent dans la membrane, la déstabilisent en générant des macrospores induisant une fuite d'ions (Figure 11) (LACRAZ, 2009).

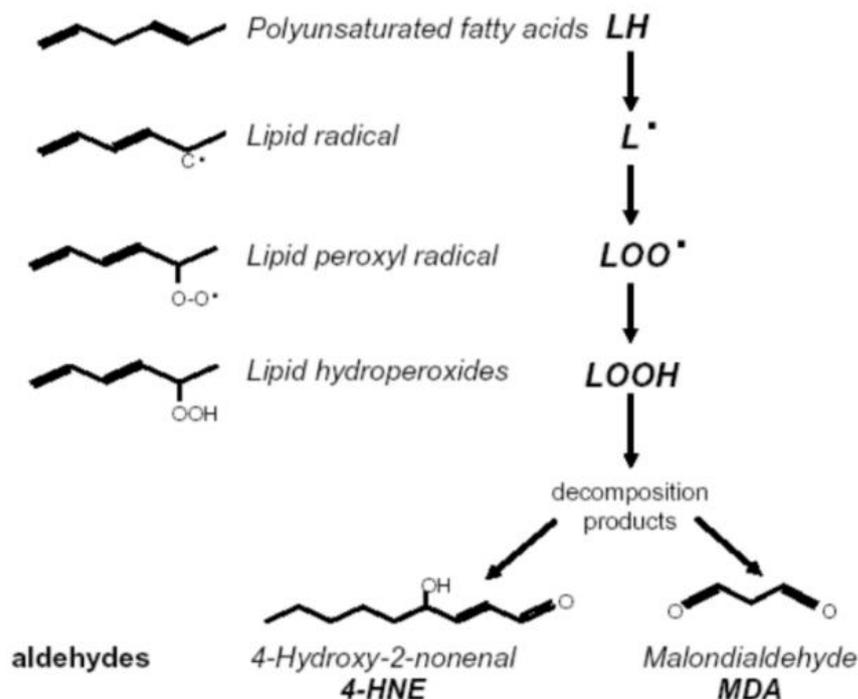


Figure 11. Mécanisme de la peroxydation lipidique (LAOUAFA, 2018).

Cette attaque des lipides peut concerner les lipoprotéines circulantes ou les phospholipides membranaires. Les conséquences seront différentes : l'attaque des

lipides circulants aboutissant à la formation de LDL oxydées qui, captées par des macrophages, formeront le dépôt lipidique de la plaque d'athérome des maladies cardiovasculaires, l'attaque des phospholipides membranaires modifiant la fluidité de la membrane et donc le fonctionnement de nombreux récepteurs et transporteurs et la transduction des signaux (**FAVIER, 2003**).

3. Les antioxydants

Les antioxydants sont des substances naturellement présentes dans l'organisme, capables de le protéger d'influences néfastes, notamment des réactions d'oxydation également appelées stress oxydant. Les antioxydants, qui constituent un système de défense in vivo, se composent de plusieurs lignes de protection. La principale d'entre elles consiste à inhiber la formation des radicaux libres et des dérivés réactifs de l'oxygène en isolant les ions métalliques et en détruisant l'anion superoxyde et l'oxygène singulet, réduisant le peroxyde d'hydrogène et les hydroperoxydes dans chaque cellule de l'organisme (**BASHARAT, 2015**).

L'organisme possède des systèmes endogènes dédiés à cette action protectrice. Cependant, cette ligne de défense est facilement saturée. De nombreux antioxydants exogènes sont également présents dans l'alimentation apportant un soutien significatif dans la lutte antioxydante. Nous les trouvons dans les fruits (pommes, poires, fruits rouges, etc), les légumes (brocoli, oignon, etc), les boissons (café, thé, etc) ainsi que dans les épices, le cacao ou encore les céréales. Ces antioxydants sont surtout connus pour leur capacité à réagir directement avec les radicaux libres en les « neutralisant » par réaction de réduction.

Les antioxydants sont un groupe hétérogène composé de systèmes antioxydants endogènes, enzymatiques ou non, de vitamines, d'oligo-éléments ou encore de polyphénols (**DESMIER, 2016**).

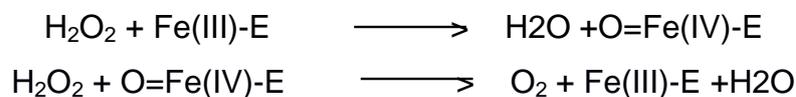
3.1. Sources d'antioxydants

3.1.1. Enzymatiques

Nous trouvons trois sources d'antioxydants enzymatiques :

a. La catalase

C'est une enzyme que l'on retrouve principalement au sein des peroxysomes, dans les hépatocytes, les érythrocytes et les cellules rénales. Cette enzyme est constituée de quatre chaînes polypeptides, comportant chacune un atome de Fer sous forme ferrique (Fe³⁺). Ces derniers constituent les sites actifs de cette enzyme. Le mécanisme de dismutation du peroxyde d'hydrogène est le suivant (DESMIER, 2016) :



b. La glutathion peroxydase

La glutathion peroxydase (GSH-Px) est une enzyme à sélénium. Elle se retrouve dans les liquides extracellulaires ainsi que dans les cellules, au sein du cytosol et des mitochondries (RICHARD *et al.*, 1997).

Cette enzyme constitue la voie majeure de dégradation des hydroperoxydes. Cette fonction antioxydante est d'autant plus importante qu'elle joue un rôle essentiel avec les superoxydes dismutases et la vitamine E (FREI *et al.*, 1988).

En présence de substrat de type ROOH, la réaction se traduit de la manière suivante avec la formation d'une molécule d'eau et d'une molécule d'alcool (DESMIER, 2016).



c. La superoxyde dismutase

Le rôle déterminant de la superoxyde dismutase (SOD) dans les systèmes de défenses antioxydantes de l'organisme est connu depuis 1968. On sait que l'ion superoxyde (O₂⁻) est le point de départ de la chaîne de production des radicaux libres. Or, dès ce stade précoce, la superoxyde dismutase inactive l'ion superoxyde en le

transformant en peroxyde d'hydrogène (H_2O_2). Celui-ci est ensuite rapidement catabolisé par la catalase et les peroxydases en dioxygène (O_2) et en molécules d'eau (H_2O) (Figure12).

Ainsi, différentes études ont confirmé que la production de H_2O_2 sous l'action de la SOD était bien le facteur déclenchant des mécanismes naturels de défenses antioxydantes. La SOD apparaît donc comme l'enzyme clé de la défense naturelle contre les radicaux libres (JOANNY, 2005).

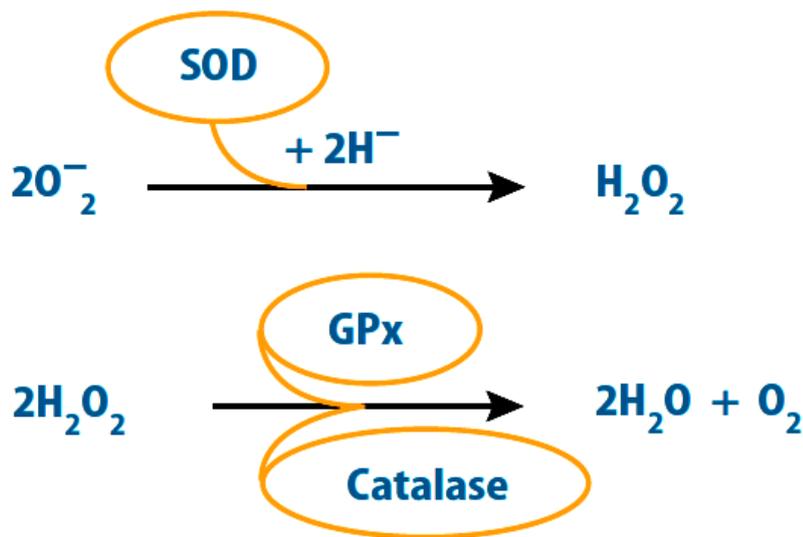


Figure 12. Rôle des enzymes antioxydantes dans le processus d'inactivation de l'ion superoxyde (JOANNY, 2005).

3.1.2. Non enzymatiques

Le glutathion (GSH sous sa forme réduite) est un tri-peptide formé par la condensation d'acide glutamique, de cystéine et de glycine : γ -L-Glutamyl-L-cystéinyglycine. Sa synthèse fait intervenir la γ -glutamylcystéine synthétase et la glutathione synthétase. Il est particulièrement important car c'est le substrat de plusieurs enzymes antioxydantes (HALLIWELL et GUTTERIDGE, 1999).

3.1.3 Autres antioxydants

a. Les vitamines

Les vitamines sont des molécules organiques requises en faible quantité indispensable pour le fonctionnement des voies métaboliques des êtres vivants. Elles réagissent sous forme de coenzyme (**BARATI et LE MARECHAL, 2008**).

- *La vitamine E* : La vitamine E est le plus abondant antioxydant liposoluble du corps et joue un rôle protecteur en neutralisant les radicaux libres. La vitamine E oxydée devient elle-même un radical tocophéroxyl non toxique lorsqu'elle neutralise un radical peroxyde (**HALENG et al., 2007 ; GOUDABLE et FAVIER, 1997 ; NÈVE, 2002**). Elle est abondante dans les germes de blé, les légumes verts, les œufs, les noix et les corps gras notamment les huiles de tournesol, soja, et de maïs (**KOECHLIN-RAMONATXO, 2006**).
- *La vitamine C* : La vitamine C par ses propriétés antioxydantes, intervient dans l'organisme contre les radicaux libres (**MUNNICH et al., 1987**). Ses principales fonctions sont la contribution au fonctionnement du système immunitaire, l'implication dans la synthèse du collagène et des globules rouges, la protection des composés situés dans les compartiments cellulaires et tissulaires hydrosolubles et la participation dans les mécanismes liés à la métabolisation du fer (**HALENG et al., 2007**). Toutefois la vitamine C est capable de piéger des radicaux libres mais son intérêt majeur en terme de pouvoir antioxydant réside en sa capacité à régénérer la vitamine E au sein de la membrane (**FABRE et al., 2015**). Elle est abondante dans les agrumes, les fruits rouges, les pommes, les brocolis (**BENBROOK, 2005**).
- *La vitamine A* : La vitamine A est une vitamine liposoluble que l'on retrouve en grande quantité dans l'organisme surtout au niveau du foie, son lieu de stockage principal (**DESMIER, 2016**). Parmi les différents caroténoïdes présents dans la nature, le plus connu des caroténoïdes est le bêta-carotène. Les fruits et légumes qui sont jaunes, orange ou rouges y compris les carottes, les patates douces, les abricots, et les mangues ainsi que vert foncé sont des sources de bêta-

carotène. D'autres caroténoïdes comme le lycopène, la lutéine, la zéaxanthine, et la cryptoxanthine se trouvent dans les tomates, les épinards et les agrumes respectivement (**KOECHLIN-RAMONATXO, 2006 ; DIPLOCK *et al.*, 1998**).

b. Les polyphénols

Les polyphénols représentent une classe de métabolites secondaires. Ils sont très largement représentés dans le règne végétal et donc dans notre alimentation. Nous les consommons sous forme de fruits ou de légumes (**DESMIER, 2016**).

Les polyphénols doivent leur activité à, comme leur nom l'indique, un très grand nombre de résidus hydroxyles, qui sont autant de munitions pour lutter contre les radicaux libres et stopper la réaction en chaîne (Figure 13) (**ROLLAND, 2004**).

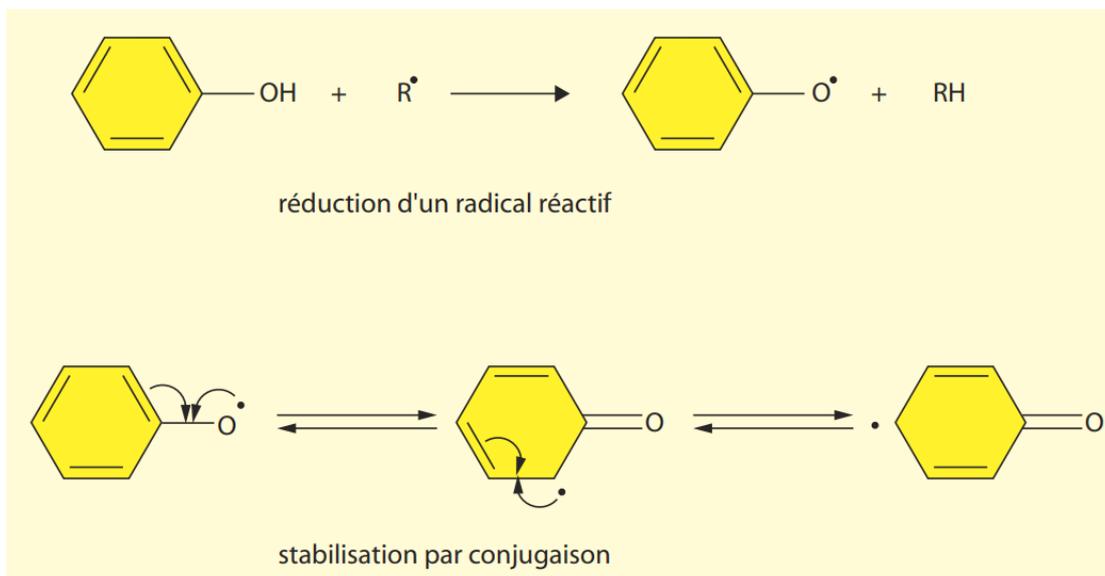


Figure 13. Propriétés réductrices des polyphénols (**ROLLAND, 2004**).

2^{ème} partie : Matériel et méthodes

Dans le cadre de l'étude de l'activité antioxydante d'une plante à intérêt nutritionnel, nous nous sommes intéressés à l'espèce *Cynara scolymus* L. (Artichaut).

Le travail a été effectué au sein du laboratoire de recherches « Produits naturels "LA PRONA" ».

1. Origine et préparation des échantillons

1.1. Origine du matériel végétal

L'espèce étudiée a été achetée chez un marchand spécialiste des fruits et légumes de la commune de Mansourah, située à Tlemcen, région Ouest de l'Algérie.

1.2. Préparation des échantillons

Nous nous sommes intéressés dans notre travail à la partie comestible de l'artichaut, à savoir : le réceptacle (cœur) et les bractées (les feuilles, dont on consomme l'extrémité). Les deux parties du matériel végétal sont séparées, triées et séchées à l'ombre et à température ambiante pendant 3 semaines, puis broyées à l'aide d'un mixeur.

Les poudres obtenues sont ensuite conservées dans des flacons, en verre hermétiquement fermés à basse température -18°C en vue de procéder aux différentes manipulations.

1.3. Préparation des extraits bruts secs

1.3.1. Préparation des extraits aqueux

10g de chaque poudre (feuilles et cœur) dissous dans 150ml d'eau distillée ont été chauffés à reflux pendant 2h (**Annexe B**), puis filtrés à froid ; ce filtrat a ensuite été évaporé à sec sous pression réduite à 60°C à l'aide d'un évaporateur rotatif (Büchi Rotavapor R- 200) (**Annexe C**). Le résidu obtenu est déterminé en poids pour calculer le rendement (**MAJHENIC et al., 2007**).

1.3.2. Préparation des extraits méthanoliques

Une prise d'essai de 2,5g de chaque poudre (feuilles et cœur) a été mise à macérer dans 25ml de méthanol absolu sous agitation magnétique pendant 30min.

L'extrait a ensuite été stocké à 4°C durant 24h, filtré, puis le solvant a été évaporé à sec sous pression réduite à 60°C à l'aide d'un évaporateur rotatif (Büchi Rotavapor R- 200). Le résidu sec pesé est repris dans 3ml de méthanol et conservé à -18°C (FALLEH *et al.*, 2008).

1.3.3. Calcul du rendement

Le pourcentage en extraits bruts secs méthanoliques et aqueux ainsi que celui des différentes fractions ont été calculés par la formule suivante :

$$R (\%) = M / M_o \times 100$$

R (%) : Rendement exprimé en %

M : Masse en gramme de l'extrait sec

Mo : Masse en gramme du matériel végétal à traiter

2. Dosage des composés phénoliques

2.1. Dosage des polyphénols totaux

Le réactif utilisé est le « Folin-Ciocalteu » ; c'est un mélange complexe des acides phosphotungstène ($H_3PW_{12}O_{40}$) et phosphomolybdène ($H_3PM_{12}O_4$) de couleur jaune.

Le principe de ce dosage, en utilisant la méthode de **SINGLETON et ROSSI, 1965** est basé sur l'oxydation des composés phénoliques par ce réactif, elle entraîne la formation d'un nouveau complexe molybdène-tungstène de couleur bleue qui absorbe à 765nm.

Une quantité de 200µl des extraits de chaque partie de la plante est mélangée avec 1ml du réactif de Folin-Ciocalteu fraîchement préparé (10 fois dilué) et 0,8ml de carbonate de sodium à 7,5% (Na_2CO_3). L'ensemble est incubé à température ambiante pendant 30min et la lecture est effectuée contre un blanc à l'aide d'un spectrophotomètre à 765nm (**Annexe D**).

Une courbe d'étalonnage ($y = ax+b$) a été réalisée en parallèle par l'acide gallique à différentes concentrations dans les mêmes conditions que les échantillons.

Les résultats ont été exprimés en milligrammes équivalents d'acide gallique par gramme de matière végétale sèche en appliquant la formule suivante :

$$C = (c \times V) / m$$

C : La teneur en phénols totaux (mg d'acide gallique/g de matière sèche).

c : La concentration de l'Acide gallique établie à partir de la courbe d'étalonnage (mg/ml).

V : Volume de l'extrait méthanolique ou aqueux (ml)

m : Prise d'essai de la matière sèche (g)

2.2. Dosage des flavonoïdes

Le principe de la quantification des flavonoïdes repose sur une méthode adaptée par **ZHISHEN *et al.*, 1999** avec le trichlorure d'aluminium et la soude. Le trichlorure d'aluminium forme un complexe jaune avec les flavonoïdes et la soude forme un complexe de couleur rose qui absorbe dans le visible à 510nm. La teneur en flavonoïdes des extraits bruts méthanoliques et aqueux a été déterminée par spectrophotométrie.

Une quantité de 500µl de solution méthanolique de catéchine à différentes concentrations ou de l'extrait méthanolique convenablement dilué est mélangé avec 1500µl d'eau distillée. À temps zéro, 150µl de nitrite de sodium (NaNO₂) à 5% sont ajoutés au mélange. Après 5min, 150µl de trichlorure d'aluminium (AlCl₃) à 10% (m/v) sont rajoutés. Après 6min d'incubation à température ambiante, 500µl d'hydroxyde de sodium (NaOH) (1M) sont additionnés immédiatement, le mélange est complètement agité afin d'homogénéiser le contenu. L'absorbance de la solution de couleur rosâtre est déterminée à 510nm contre le blanc.

La teneur en flavonoïdes totaux a été calculée à partir de la courbe d'étalonnage ($y=ax+b$) réalisée par la catéchine à différentes concentrations dans les mêmes conditions que les échantillons. Les résultats sont exprimés en milligrammes équivalents catéchine par gramme du poids de la matière sèche (mg EC/g MS).

2.3. Dosage des tanins condensés

Les quantités des tanins condensés sont estimées en utilisant la méthode à la vanilline en milieu acide (**JULKUNEN-TITTO, 1985**).

Un volume de 50µl des deux extraits bruts est ajouté à 1500µl de la solution vanilline/méthanol (4%, m/v) et puis mélangé à l'aide d'un vortex. Ensuite, 750µl de l'acide chlorhydrique concentré sont additionnés. On le laisse agir à température ambiante pendant 20min. L'absorbance à 550nm est mesurée contre un blanc. La concentration des tanins est estimée en milligramme équivalents de catéchine par gramme du poids de la matière sèche à partir de la courbe d'étalonnage.

3. Extraction des flavonoïdes et des tanins

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

Pour dissoudre les flavonoïdes nous avons soumis nos extraits secs méthanoliques à un fractionnement à l'acétate d'éthyle et n-butanol selon la méthode de **BEKKARA *et al.*, 1998**.

Les résidus secs obtenus après évaporation des deux filtrats méthanoliques de la plante ont été repris dans 20ml d'eau bouillante et extraits dans une ampoule à décanter successivement avec 2 x 20ml d'acétate d'éthyle (AcOEt) et butanol (n-buOH). Les deux fractions de chaque phase organique ont été concentrées à l'évaporateur rotatif. Les résidus secs ont été repris dans 3ml de méthanol puis conservés à -18°C. Ces derniers étant la fraction acétate d'éthyle et la fraction n-butanol respectivement.

3.2. Extraction des tanins

3.2.1. Protocole d'extraction

L'extraction des tanins a été effectuée selon la méthode adaptée par **ZHANG *et al.*, 2008**.

- 2,5g de poudre de chaque partie de la plante (cœur et feuilles) ont été extraits par 50ml du mélange acétone/eau distillée (35/15, V/V) durant trois jours à une température ambiante.
- Les solutions sont filtrées puis évaporées par un évaporateur rotatif pour éliminer l'acétone. Ensuite, la phase aqueuse est lavée par 15ml de dichlorométhane afin d'éliminer les pigments et les lipides. Après la séparation de la phase organique, la phase aqueuse a été extraite deux fois avec 15ml d'acétate d'éthyle.
- Le mélange des deux phases est évaporé à sec à 40°C puis pesé et repris par 3ml de méthanol.

4. Évaluation du pouvoir antioxydant des différents extraits de la plante

Dans notre étude, pour mettre en évidence l'activité antioxydante *in vitro* des extraits de notre plante, trois techniques chimiques ont été utilisées :

- Capacité antioxydante totale (CAT)
- Piégeage du radical libre DPPH
- Test de la réduction du fer (FRAP)

4.1. Capacité antioxydante totale (CAT)

La capacité antioxydante totale (CAT) des extraits est évaluée par la méthode de phosphomolybdène de **PRIETO *et al.*, 1999**. Cette technique est basée sur la réduction de molybdène Mo (VI) présent sous la forme d'ions molybdate MoO_4^{2-} à molybdène Mo (V) MoO^{2+} en présence de l'extrait pour former un complexe vert de phosphate Mo(V) à pH acide.

Un volume de 0,3ml de chaque extrait méthanolique est mélangé avec 3ml de solution du réactif (0,6M acide sulfurique, 28mM phosphate de sodium et 4mM molybdate d'ammonium). Les tubes sont vissés et incubés à 95°C pendant 90min. Après refroidissement, l'absorbance des solutions est mesurée à 695nm contre un blanc qui contient 3ml de la solution du réactif et 0,3ml du méthanol et qui est incubé

dans les mêmes conditions que l'échantillon. La capacité antioxydante totale est exprimée en milligramme équivalent d'acide ascorbique par gramme de la matière sèche (mg EAA/ g MS). Les expériences sont répétées 3 fois.

4.2. Méthode de piégeage du radical libre DPPH

Pour évaluer l'activité antioxydante, nous avons utilisé la méthode du piégeage du radical libre DPPH (2,2- diphényl-1-picrylhydrazyl) selon le protocole décrit par **SANCHEZ-MORENO *et al.*, 1998 (Annexe E)**. Dans ce test, les antioxydants réduisent le 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl ayant une couleur violette en un composé jaune, le diphénylpicrylhydrazine, dont l'intensité de la couleur est inversement proportionnelle à la capacité des antioxydants présents dans le milieu à donner des protons. Les absorbances mesurées à 515nm servent à calculer le pourcentage d'inhibition du radical DPPH ; qui est proportionnel au pouvoir antiradicalaire de l'échantillon (**PAREJO *et al.*, 2002**).

50µl de chaque solution méthanolique des extraits à différentes concentrations ou de standard (acide ascorbique) sont ajoutés à 1,95ml de la solution méthanolique du DPPH (0.0025g/l). En parallèle, un contrôle négatif est préparé en mélangeant 50µl de méthanol avec 1,95ml de la solution méthanolique de DPPH (**Annexe F**).

La lecture de l'absorbance est faite contre un blanc préparé pour chaque concentration à 515nm après 30min d'incubation à l'obscurité et à température ambiante.

Le contrôle positif est représenté par une solution d'un antioxydant standard ; l'acide ascorbique dont l'absorbance a été mesurée dans les mêmes conditions que les échantillons.

4.2.1. Expression des résultats

4.2.1.1. Calcul des pourcentages d'inhibition

Le pourcentage de réduction du radical libre DPPH est exprimé par la formule suivante :

$$\% \text{ d'inhibition} = [(Abs \text{ c} - Abs \text{ e}) / Abs \text{ c}] \times 100$$

Abs c : Absorbance du contrôle

Abs e : Absorbance de l'échantillon testé

Nos résultats ont été exprimés en tenant compte de la moyenne de trois mesures obtenues.

4.2.1.2. Calcul des concentrations inhibitrices (IC₅₀)

Pour chaque extrait nous avons déterminé la valeur IC₅₀ qui est la concentration du substrat qui cause la perte de 50% de l'activité du DPPH (**SAMARTH et al., 2008**).

Les résultats peuvent être aussi exprimés en puissance antiradicalaire (**BRAND-WILLIAMS et al., 1995**).

IC₅₀ : Concentration de l'extrait nécessaire pour réduire à 50% la concentration initiale du radical DPPH.

4.3. Méthode de la réduction du fer FRAP

L'activité réductrice du fer de nos extraits est déterminée selon la méthode décrite par **OYAIZU, 1986**, basée sur la réduction du Fe³⁺ présent dans le complexe K₃Fe(CN)₆ en Fe²⁺ (**Annexe G**).

- 1ml de chaque extrait à différentes concentrations est mélangé avec 2,5ml d'une solution tampon phosphate 0,2M (pH 6,6) et 2,5ml d'une solution de ferricyanure de potassium K₃Fe(CN)₆ à 1%
- L'ensemble est ensuite incubé au bain marie à 50°C pendant 20min
- 2,5ml d'acide trichloroacétique à 10% sont ajoutés pour stopper la réaction
- Les tubes sont centrifugés à 3000rpm pendant 10min
- 2,5ml du surnageant sont mélangés à 2,5ml d'eau distillée et 0,5ml d'une solution de chlorure ferrique fraîchement préparée à 0,1% (**Annexe H**)

La lecture de l'absorbance du milieu réactionnel se fait à 700nm contre un blanc semblablement préparé, en remplaçant l'extrait par de l'eau distillée 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 a été mesurée dans les mêmes conditions que les échantillons.

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

3^{ème} partie : Résultats et discussion

1. Les composés phénoliques

1.1. Rendements des extraits bruts obtenus

Après extraction par le méthanol à froid et l'eau à chaud des composés phénoliques des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus* L., nous avons pu définir les rendements des extraits bruts (Tableau 3).

Tableau 3. Rendements en (%) des extraits bruts aqueux et méthanoliques.

Extraits	Rendements en %
Extrait brut aqueux du cœur	34,73%
Extrait brut aqueux des feuilles	18,50%
Extrait brut méthanolique du cœur	7,62%
Extrait brut méthanolique feuilles	4,96%

D'après ces résultats, il va sans dire que les extraits bruts aqueux présentent les rendements les plus élevés par rapport aux extraits bruts méthanoliques avec 34,73% pour le cœur et 18,5% pour les feuilles, ce qui concorde avec les résultats de **MAJHENIC *et al.*, 2007** qui ont démontré que la température joue un rôle dans le rendement des extraits secs. En effet, le rendement est proportionnel à la température lors de l'extraction. Ils ont aussi prouvé que les extraits bruts aqueux ont un rendement nettement supérieur à celui des extraits bruts méthanoliques.

1.2. Teneurs en phénols totaux, en flavonoïdes et en tanins condensés

Le contenu phénolique d'une plante dépend d'un certain nombre de facteurs intrinsèques et extrinsèques (**FALLEH *et al.*, 2008**). La raison principale pour laquelle les teneurs en flavonoïdes doivent être déterminées réside dans le fait qu'ils constituent la classe phénolique la plus importante avec plus de 5 000 composés déjà décrits (**GÓMEZ-CARAVACA *et al.*, 2006**).

1.2.1. Courbes d'étalonnage des dosages des phénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés

Les analyses quantitatives des phénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés sont déterminées à partir des équations de la régression linéaire des courbes d'étalonnage exprimées respectivement en mg équivalent d'acide gallique et mg équivalent de catéchine par g de la matière sèche.

➤ Courbe d'étalonnage pour le dosage des phénols totaux

Cette courbe est établie en utilisant l'acide gallique comme référence et les résultats sont exprimés en mg équivalent d'acide gallique par gramme de matière sèche (mg EAG/g MS). La courbe d'étalonnage est établie avec un coefficient de corrélation $R^2 = 0,992$ (Figure 14).

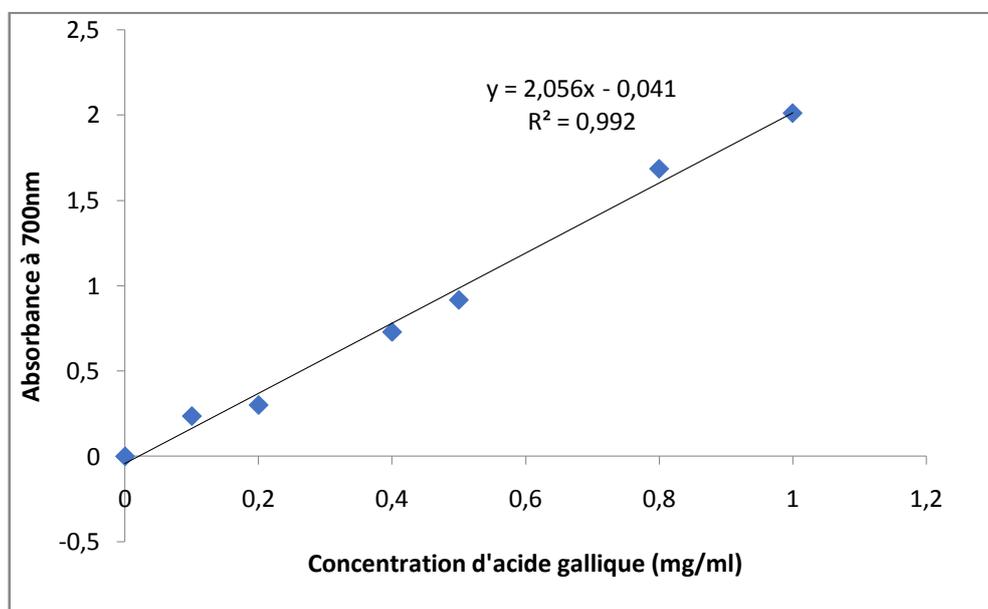


Figure 14. Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.

➤ Courbe d'étalonnage pour le dosage des flavonoïdes

Le composé de référence utilisé pour l'établissement de cette courbe est la catéchine. La courbe est établie avec un coefficient de corrélation $R^2 = 0,989$ (Figure 15). Les résultats obtenus sont exprimés en mg équivalent catéchine par gramme de matière sèche (mg EC/g MS).

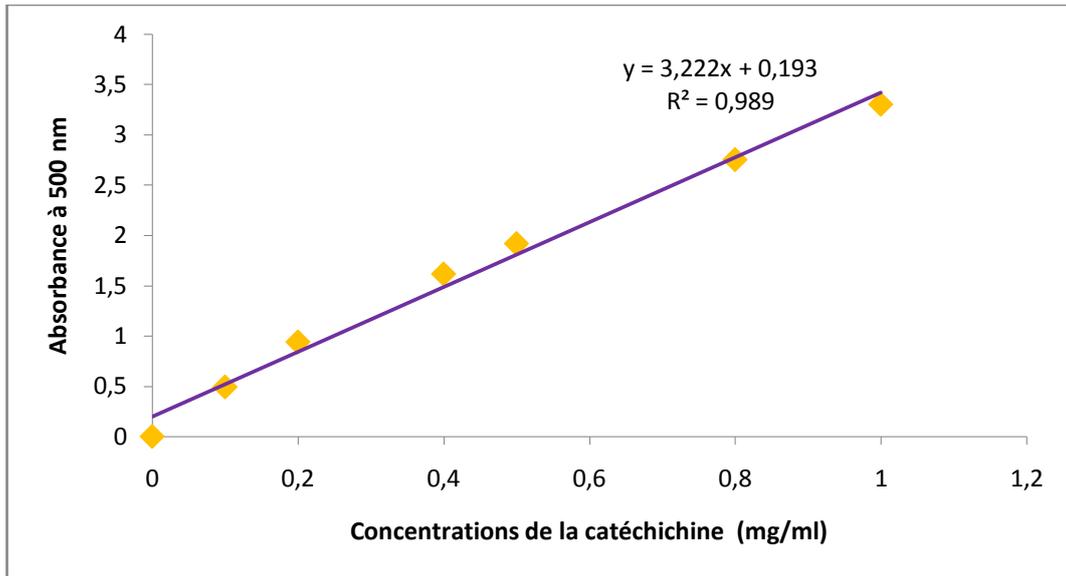


Figure 15. Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes.

➤ **Courbe d'étalonnage pour le dosage des tanins condensés**

La courbe est établie en utilisant la catéchine comme référence (Figure 16).

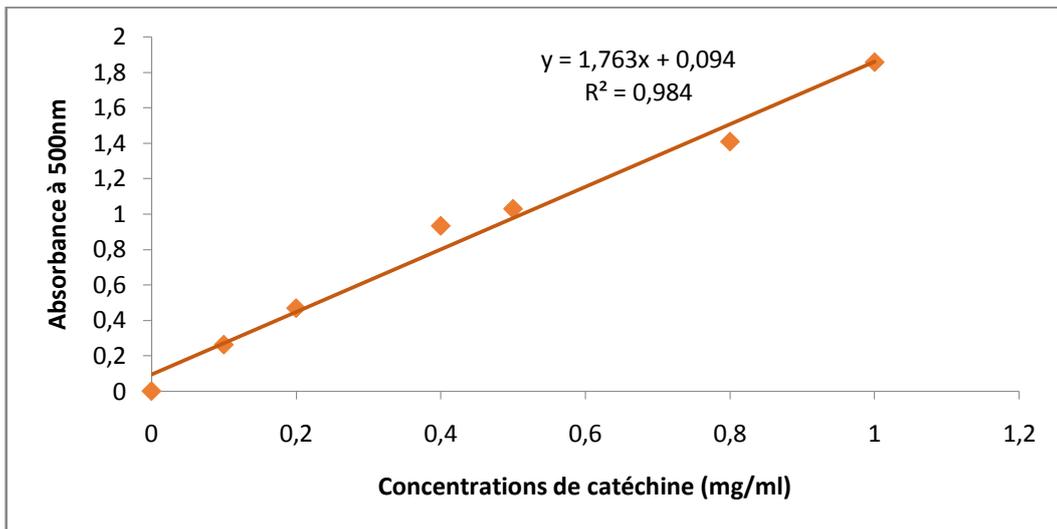


Figure 16. Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins condensés.

1.2.2. Analyses quantitatives des extraits

Les tableaux ci-dessous représentent les résultats des teneurs des dosages des phénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés dans les extraits bruts aqueux et méthanoliques des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

a. Dosage des phénols totaux

Nous constatons que l'extrait méthanolique du cœur est quantitativement plus riche en polyphénols par rapport aux autres extraits avec une teneur de 23,84mg EAG/g MS. L'extrait aqueux des feuilles vient en deuxième position avec une teneur de 13,95mg EAG/g MS, suivi de l'extrait aqueux du cœur puis de l'extrait méthanolique des feuilles. Ces résultats sont comparables à ceux de **MAHMOUDI *et al.*, 2012** qui ont trouvé des teneurs en polyphénols pour l'extrait méthanolique de la fleur d'artichaut de l'ordre de $28,54 \pm 0.18$. Par contre **DA SILVA OLIVEIRA *et al.*, 2014** ont trouvé des résultats différents des nôtres avec une teneur en polyphénols pour l'extrait aqueux des feuilles égale à $661,15 \pm 20.11$ mg EAG/g MS. Ceci peut être expliqué par le fait qu'ils ont préparé l'extrait aqueux par infusion, contrairement à nous qui avons fait une extraction à chaud.

Tableau 4. Teneurs des dosages des phénols totaux des extraits bruts.

Extraits	Teneurs mg EAG/g MS
Extrait aqueux du cœur	3,50
Extrait aqueux des feuilles	13,95
Extrait méthanolique du cœur	23,84
Extrait méthanolique des feuilles	2,83

b. Dosage des flavonoïdes

On remarque à partir du tableau 5 qu'en plus, l'extrait méthanolique du cœur montre la teneur la plus élevée avec une teneur en flavonoïdes de l'ordre de 3,29mg EC/g MS. Les trois extraits restants à savoir l'extrait méthanolique des feuilles, l'extrait aqueux du cœur et l'extrait aqueux des feuilles ont noté de faibles teneurs en flavonoïdes (0,64mg EC/g MS, 0,31mg EC/g MS et 0,13mg EC/g MS respectivement).

Tableau 5. Teneurs des dosages des flavonoïdes des extraits bruts.

Extraits	Teneurs mg EC/g MS
Extrait aqueux du cœur	0,31
Extrait aqueux des feuilles	0,13
Extrait méthanolique du cœur	3,29
Extrait méthanolique des feuilles	0,64

De ce fait, on peut conclure que les extraits méthanoliques ont une teneur plus élevée en flavonoïdes par rapport aux extraits aqueux.

KUKIC et al., 2008 ont trouvé des résultats proches des nôtres et indiquent que le réceptacle d'artichaut est le plus riche en flavonoïdes.

D'autres études ont quantifié les composés phénoliques et les flavonoïdes dans les extraits méthanoliques et éthanoliques des feuilles de *Cynara scolymus*, toutefois, en quantités plus importantes comparées à nos résultats (**WANG et al., 2003 ; GOUVEIASC. et CASTILHO, 2012 ; NASSAR et al., 2013**).

c. Dosage des tanins condensés

Bien que l'extrait aqueux des feuilles soit celui ayant la teneur la plus élevée en tanins condensés de l'ordre de 0,86mg EC/g MS, on remarque que toutes les valeurs sont faibles et ne dépassent pas 1mg EC/g MS (Tableau 6).

Tableau 6. Teneurs des dosages des tanins des extraits bruts.

Extraits	Teneurs mg EC/gMS
Extrait aqueux du cœur	0,10
Extrait aqueux des feuilles	0,86
Extrait méthanolique du cœur	0,48
Extrait méthanolique des feuilles	0,31

Si on se réfère aux travaux de **ROSALES, 1999** et **JOKIĆ et al., 2010** l'eau, spécialement à haute température, va aussi extraire des substances indésirables comme les protéines, les lipides et les colorants non phénoliques qui causent des

interférences lors du dosage des tanins. L'extraction des tanins dépend de leur nature chimique, du solvant utilisé et des conditions opératoires (CHAVAN *et al.*, 2001).

2. Évaluation du pouvoir antioxydant des extraits

Afin d'avoir une meilleure compréhension de l'activité de *Cynara scolymus*, nous nous sommes intéressés aux propriétés antioxydantes des extraits de cette plante, dont le rôle suscite de plus en plus d'intérêts notamment dans la prévention de plusieurs maladies cardiovasculaires, inflammatoires, du diabète et du cancer.

Il existe une grande variété de méthodes triviales et précises permettant la mesure de l'activité antioxydante des extraits de plantes. On a eu recours dans notre étude à trois méthodes complémentaires souvent utilisées pour évaluer l'activité antioxydante des espèces végétales, à savoir : la capacité antioxydante totale (CAT), le piégeage du radical libre DPPH et la réduction de fer (FRAP).

2.1. Capacité antioxydante totale (CAT)

La capacité antioxydante totale des différents extraits de *Cynara scolymus* est exprimée en mg équivalent d'acide ascorbique par g à partir d'une courbe d'étalonnage établie en utilisant l'acide ascorbique comme référence (Figure 17).

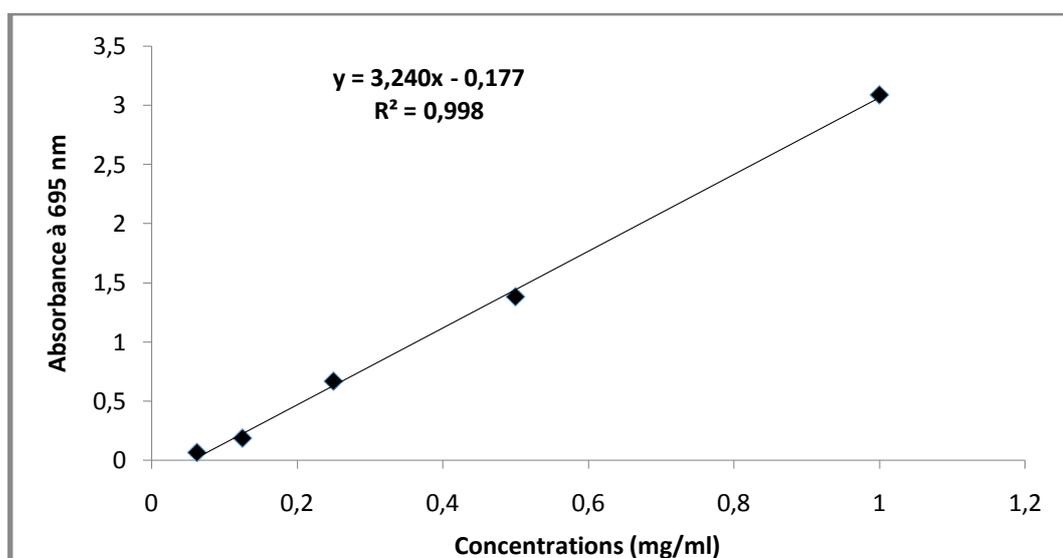
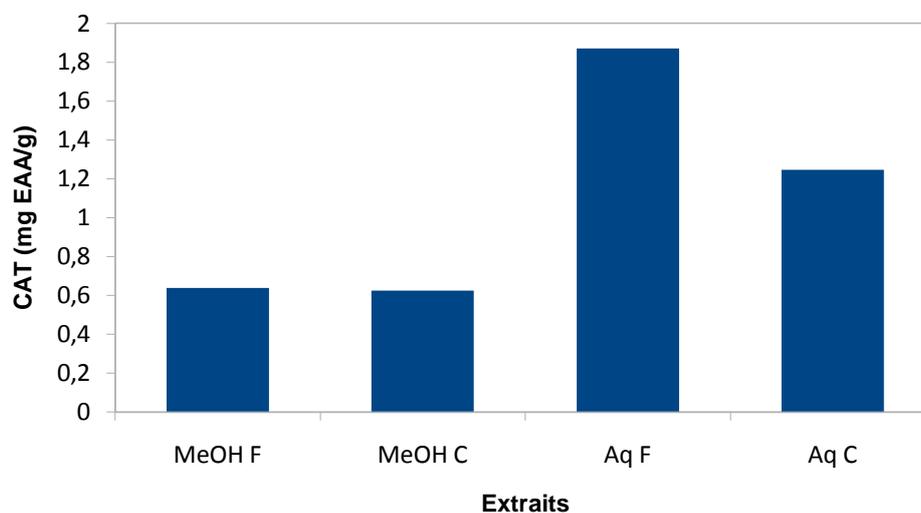


Figure 17. Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique pour la mesure de la capacité antioxydante totale.

À partir des résultats de la figure 18, on remarque que l'extrait ayant la plus grande capacité antioxydante est l'extrait aqueux des feuilles avec une capacité antioxydante égale à 1,87mg EAA/g, suivi de l'extrait aqueux du cœur avec une capacité antioxydante de l'ordre de 1,24mg EAA/g. Les extraits des feuilles et du cœur ont enregistré une capacité antioxydante totale presque identique avoisinant 0,63mg EAA/g.



MeOH F: extrait méthanolique des feuilles ; MeOH C : extrait méthanolique du cœur : Aq F : extrait aqueux des feuilles ; Aq C : extrait aqueux cœur.

Figure 18. Capacité antioxydante totale des extraits de *Cynara scolymus*.

2.2. Piégeage du radical libre DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl)

L'activité antioxydante des extraits de *Cynara scolymus* et de l'antioxydant standard (BHA) vis-à-vis du radical libre DPPH a été évaluée à l'aide d'un spectrophotomètre en suivant la réduction de ce radical qui s'accompagne par son passage de la couleur violette à la couleur jaune mesurable à 515nm. Cette capacité de réduction est déterminée par une diminution de l'absorbance induite par des substances antiradicalaires.

Grâce aux résultats obtenus, on a calculé les pourcentages d'inhibitions et tracer des courbes (pourcentage d'inhibition en fonction des différentes concentrations) qui vont nous permettre de déterminer la valeur d'IC₅₀ de chaque extrait.

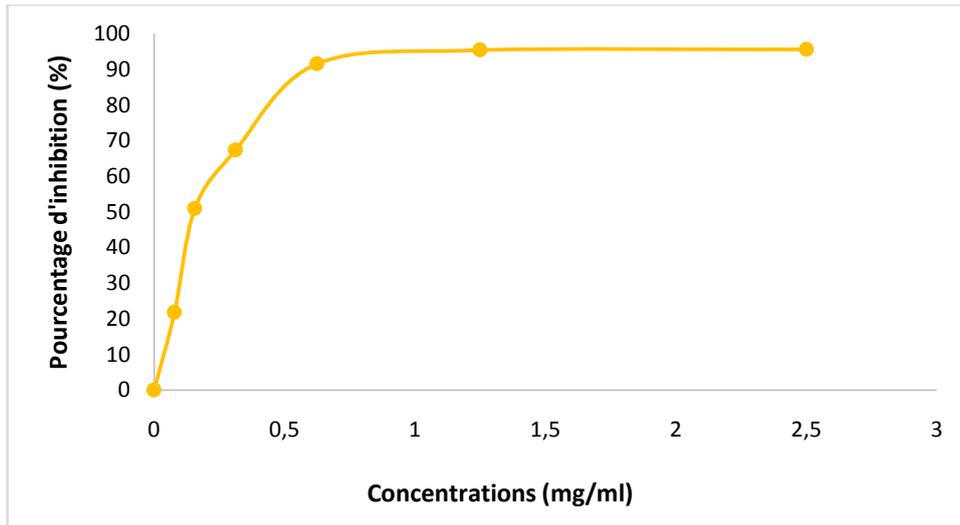
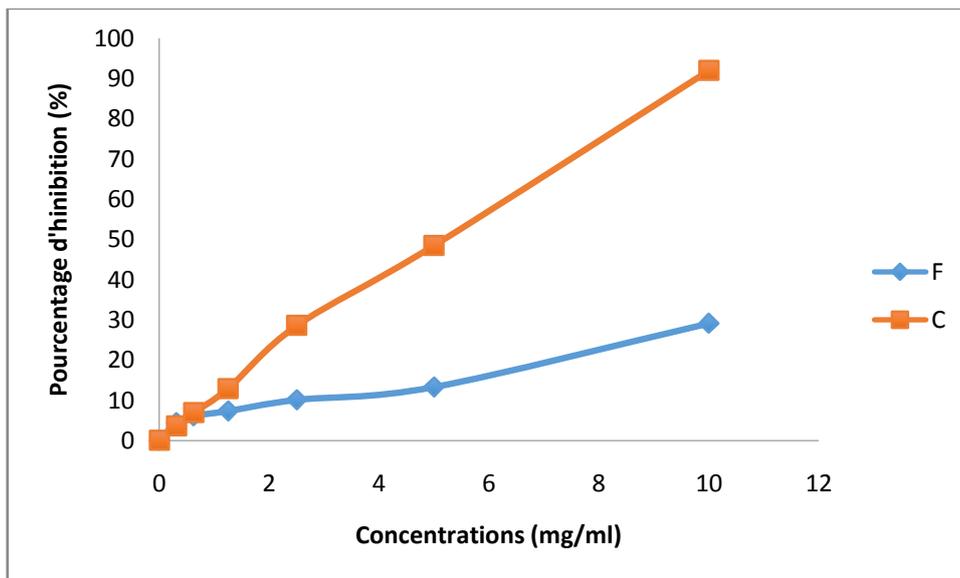


Figure 19. Courbe des concentrations du standard (BHA).

2.2.1. Extraits aqueux des feuilles et du cœur

La figure ci-dessous montre les pourcentages d'inhibition des extraits aqueux des feuilles et du cœur.



F : Feuilles, C : Cœur

Figure 20. Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des extraits aqueux des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

On remarque que pour le cœur et à une concentration de 5mg/ml, le pourcentage d'inhibition est de l'ordre de 48,48% tandis que celui des feuilles et à une même concentration est égal à 13,30%.

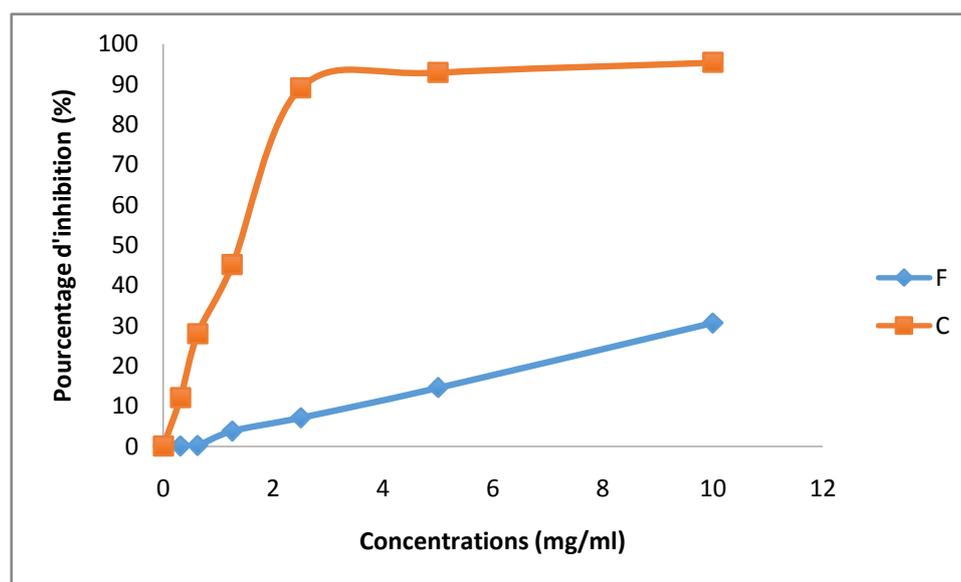
Tableau 7. Valeurs des IC₅₀ des extraits aqueux.

Extraits	IC ₅₀
Extrait aqueux des feuilles	14,00
Extrait aqueux du cœur	5,20
BHA	0,15

Selon les valeurs des IC₅₀ (Tableau 7), on peut classer l'efficacité des extraits de comme suit : Le standard BHA, l'extrait aqueux du cœur et enfin l'extrait aqueux des feuilles.

2.2.2. Extraits méthanoliques des feuilles et du cœur

La figure 21 montre les pourcentages d'inhibition des extraits méthanoliques des feuilles et du cœur.



F : Feuilles, C : Cœur

Figure 21. Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des extraits méthanoliques des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

On remarque que pour le cœur et à une concentration de 5mg/ml, le pourcentage d'inhibition est de l'ordre de 92,84% tandis que celui des feuilles et à une même concentration est égal à 14,50%.

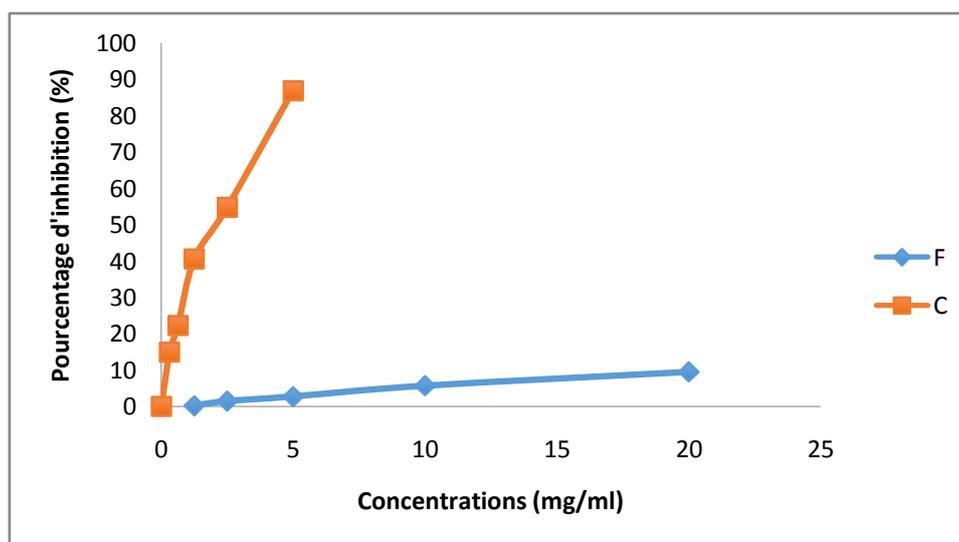
Tableau 8. Valeurs des IC₅₀ des extraits méthanoliques.

Extraits	IC ₅₀
Extrait méthanolique des feuilles	12,28
Extrait méthanolique du cœur	1,40
BHA	0,15

Selon les valeurs des IC₅₀ (Tableau 8), on peut classer l'efficacité des extraits de comme suit : Le standard BHA, l'extrait méthanolique du cœur et enfin l'extrait méthanolique des feuilles.

2.2.3. Fractions acétate d'éthyle des flavonoïdes des feuilles et du cœur

La figure ci-dessous montre les pourcentages d'inhibition des extraits fractionnés des feuilles et du cœur.



F : Feuilles, C : Cœur

Figure 22. Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des fractions d'acétate d'éthyle des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

On remarque que pour le cœur et à une concentration de 5mg/ml, le pourcentage d'inhibition est de l'ordre de 86,89% tandis que celui des feuilles et à une même concentration est égal à 2,70%.

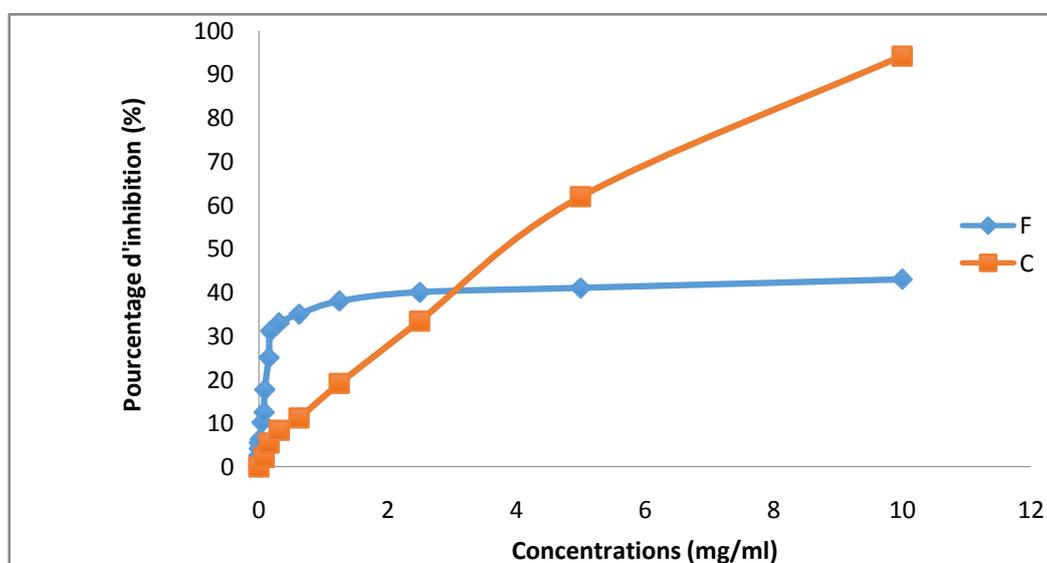
Tableau 9. Valeurs des IC₅₀ des fractions d'acétate d'éthyle.

Extraits	IC ₅₀
Fraction acétate d'éthyle des feuilles	21,01
Fraction acétate d'éthyle du cœur	2,07
BHA	0,15

Selon les valeurs des IC₅₀ (Tableau 9), on remarque que les deux fractions d'acétate d'éthyle ont une activité radicalaire nettement inférieure à celle du standard BHA. Le classement se fait ainsi : Le standard BHA, la fraction acétate d'éthyle du cœur et enfin la fraction acétate d'éthyle des feuilles.

2.2.4. Fractions butanoliques des flavonoïdes des feuilles et du cœur

La figure 23 montre les pourcentages d'inhibition des extraits butanoliques fractionnés des feuilles et du cœur. À une concentration de 5mg/ml, on remarque que le pourcentage d'inhibition du cœur est égal à 61,89% alors que celui des feuilles est de l'ordre de 41%.



F : Feuilles, C : Cœur

Figure 23. Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des fractions butanoliques des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

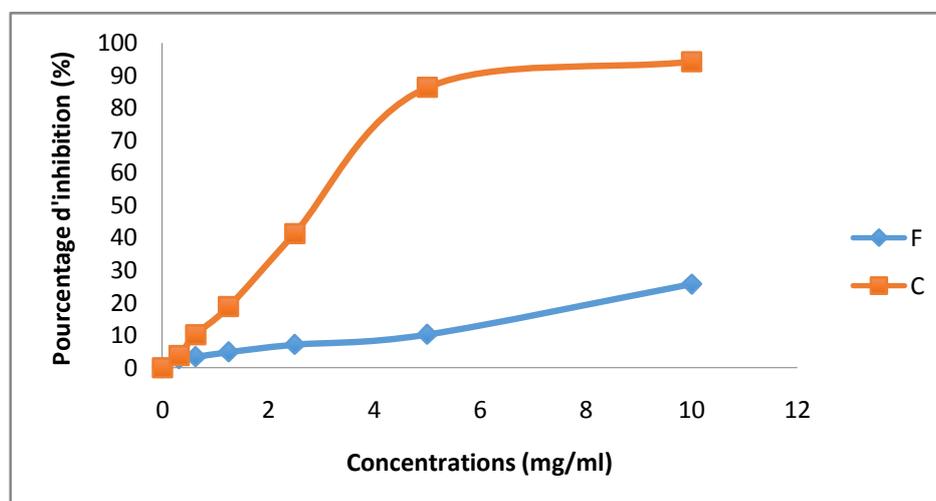
Tableau 10. Valeurs des IC₅₀ des fractions butanoliques.

Extraits	IC ₅₀
Fraction butanolique des feuilles	21,39
Fraction butanolique du cœur	5,54
BHA	0,15

Selon les valeurs des IC₅₀ (Tableau 10), on remarque que les deux fractions butanoliques ont une activité radicalaire inférieure à celle du standard BHA. Le classement se fait ainsi : Le standard BHA, la fraction butanolique du cœur et enfin la fraction butanolique des feuilles.

2.2.5. Extraits des tanins des feuilles et du cœur

La figure ci-dessous montre les pourcentages d'inhibition des extraits des tanins des feuilles et du cœur.



F : Feuilles, C : Cœur

Figure 24. Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH des extraits des tanins des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

On remarque que pour le cœur et à une concentration de 5mg/ml, le pourcentage d'inhibition est de l'ordre de 86,19% tandis que celui des feuilles et à une même concentration est égal à 10,20%.

Tableau 11. Valeurs des IC₅₀ des extraits des tanins.

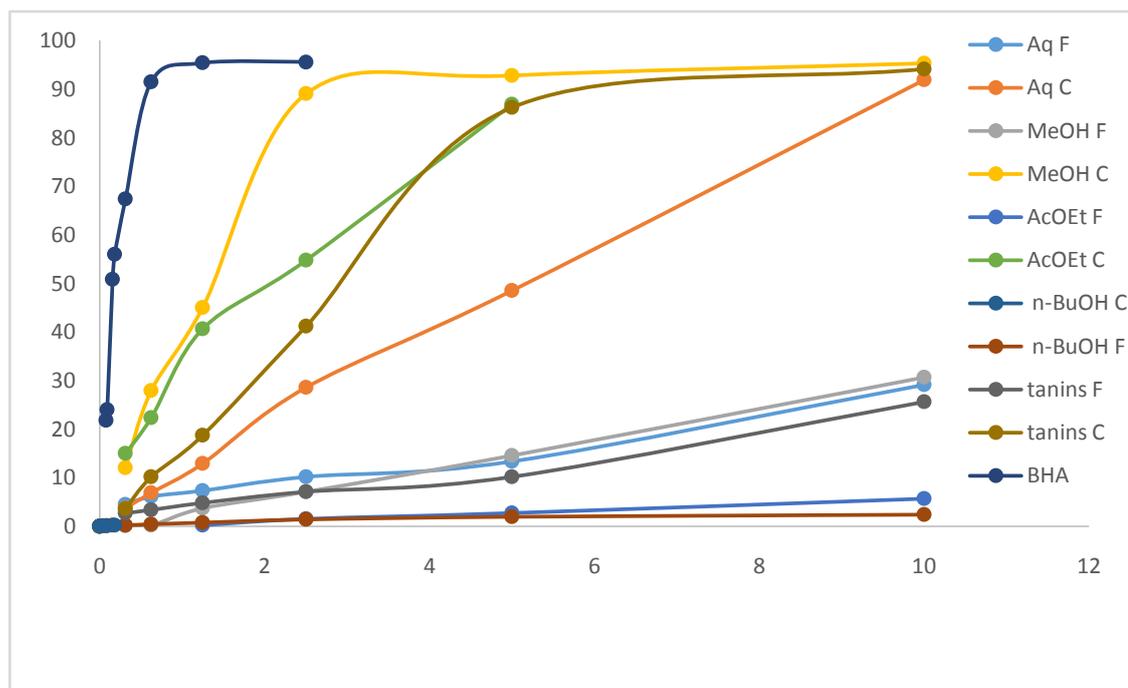
Extraits	IC ₅₀
Extrait des tanins des feuilles	13,65
Extrait des tanins du cœur	3,00
BHA	0,15

Selon les valeurs des IC₅₀ (Tableau 11), on remarque que les deux extraits ont une activité radicalaire inférieure à celle du standard BHA. Le classement se fait ainsi : Le standard BHA, suivi de l'extrait des tanins du cœur et enfin l'extrait des tanins des feuilles.

En analysant les résultats précédents, on remarque que le pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH est proportionnel à l'augmentation de la concentration, que ce soit pour le standard Butylhydroxyanisol (BHA) ou pour les différents extraits de notre étude. De ces résultats, nous constatons que le pouvoir piègeur, mesuré par le test DPPH, des extraits est dans l'ordre suivant :

Extrait méthanolique du cœur > fraction acétate d'éthyle du cœur > extrait des tanins du cœur > extrait aqueux du cœur > fraction butanolique du cœur > extrait méthanolique des feuilles > extrait des tanins des feuilles > extrait aqueux des feuilles > fraction acétate d'éthyle des feuilles > fraction butanolique des feuilles.

De ces résultats nous constatons que pour l'artichaut, la partie du cœur (réceptacle) possède une meilleure activité antiradicalaire que les feuilles (Figure 25).



Aq F : Extraits aqueux des feuilles, Aq C : Extrait aqueux du coeur, MeOH F : extrait méthanolique des feuilles, MeOH C : Extrait méthanolique du coeur, AcOEt F : Fraction acétate d'éthyle des feuilles, AcOEt C : Fraction acétate d'éthyle du coeur, n-BuOH F : Fraction butanolique des feuilles, n-BuOH C : Fraction butanolique du coeur, F : feuilles, C : coeur.

Figure 25. Pourcentage d'inhibition du radical libre DPPH en fonction des concentrations des différents extraits de *Cynara scolymus*.

2.3. Réduction de fer : FRAP

L'activité antioxydante des extraits méthanoliques et aqueux de *Cynara scolymus* a été évaluée en utilisant la méthode de FRAP. Cette dernière est un essai simple, rapide et reproductible (**BENZIE et STRAIN, 1996**). Il est universel, peut être appliqué aussi bien chez les plantes que les plasmas et dans les extraits organiques et aqueux (**LI et al., 2008**).

La présence des réducteurs dans les extraits des plantes provoque la réduction de Fe^{3+} /complexe ferricyanide à la forme ferreux. Par conséquent, Fe^{2+} peut être évalué en mesurant et en surveillant l'augmentation de la densité de la couleur verte dans le milieu réactionnel à 700nm (**CHUNG et al., 2002**).

En d'autre terme, le système $FeCl_3/K_3Fe(CN)_6$ confère à la méthode la sensibilité pour la détermination « semi-quantitative » des concentrations des polyphénols, qui participent à la réaction rédox (**AMAROWICZ et al., 2004**).

Quelques études ont également montré que le pouvoir réducteur d'un composé peut servir comme indicateur significatif de son activité antioxydante potentielle (JEONG *et al.*, 2004 ; KUMARAN et KARUNAKARAN, 2007).

Pour notre travail, nous avons décidé de tester les différents extraits des deux parties étudiées de *Cynara scolymus*. Les valeurs obtenues nous ont permis de tracer des courbes pour chaque extrait. Les résultats obtenus corroborent avec le fait que la capacité de réduction est proportionnelle à l'augmentation de la concentration des échantillons (OZTURK *et al.*, 2007 ; LIU *et al.*, 2009), que ce soit pour le standard (BHA)(Figure 26), ou pour les différents extraits.

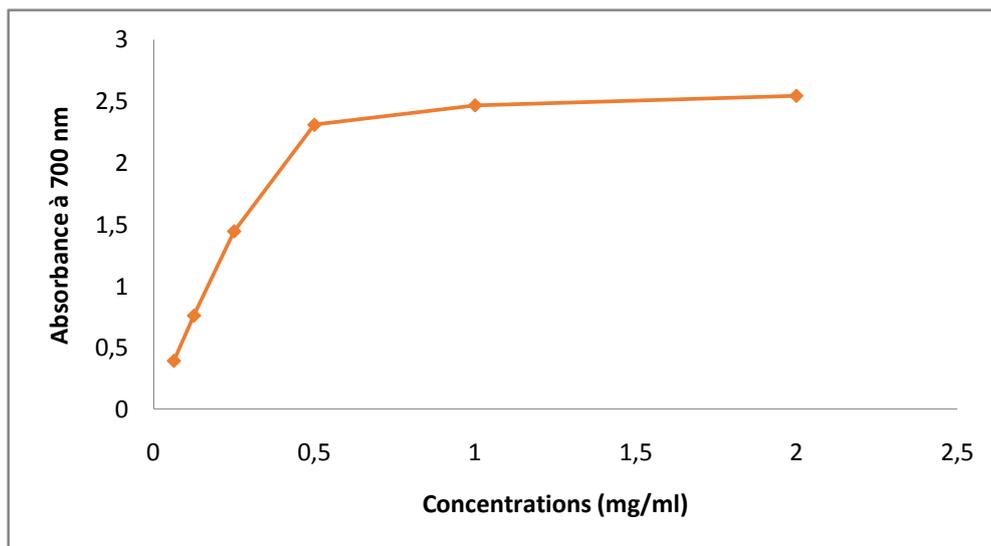


Figure 26. Pouvoir réducteur du standard BHA.

2.3.1. Extraits aqueux des feuilles et du cœur

La figure 27 montre l'absorbance des extraits aqueux des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

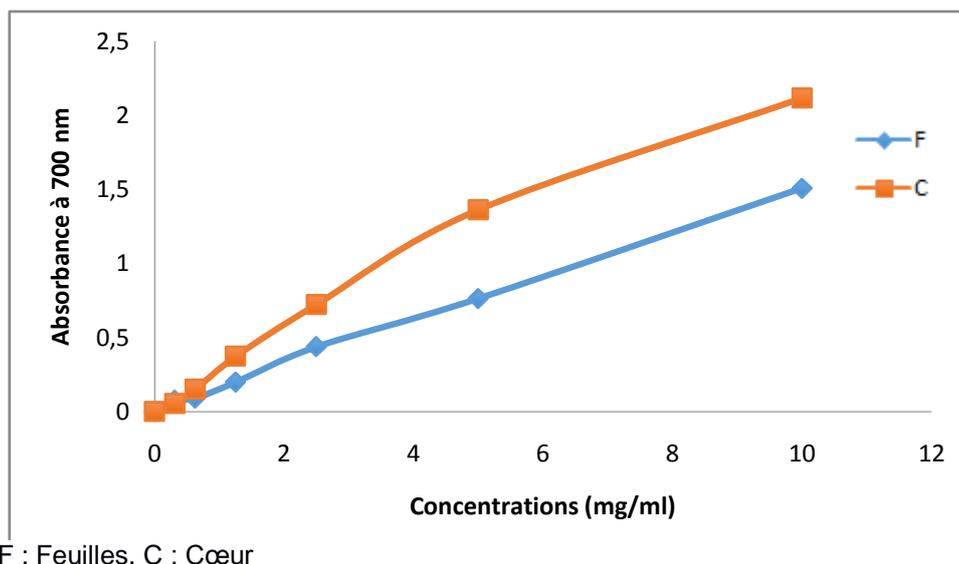


Figure 27. Pouvoir réducteur des extraits aqueux des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

À une concentration de 2,50mg/ml, on remarque que l'extrait aqueux du cœur a une plus grande capacité à réduire le fer par rapport à l'extrait aqueux des feuilles, soit une DO = 0,7232 contre une DO = 0,4369.

De ce fait, l'extrait aqueux du cœur a un pouvoir antioxydant supérieur à celui de l'extrait aqueux des feuilles.

Par ailleurs nous avons calculé pour chaque extrait la concentration EC₅₀ qui est définie comme la concentration nécessaire pour réduire 50% du ferricyanure de potassium, afin de pouvoir comparer l'activité antioxydante des différents extraits.

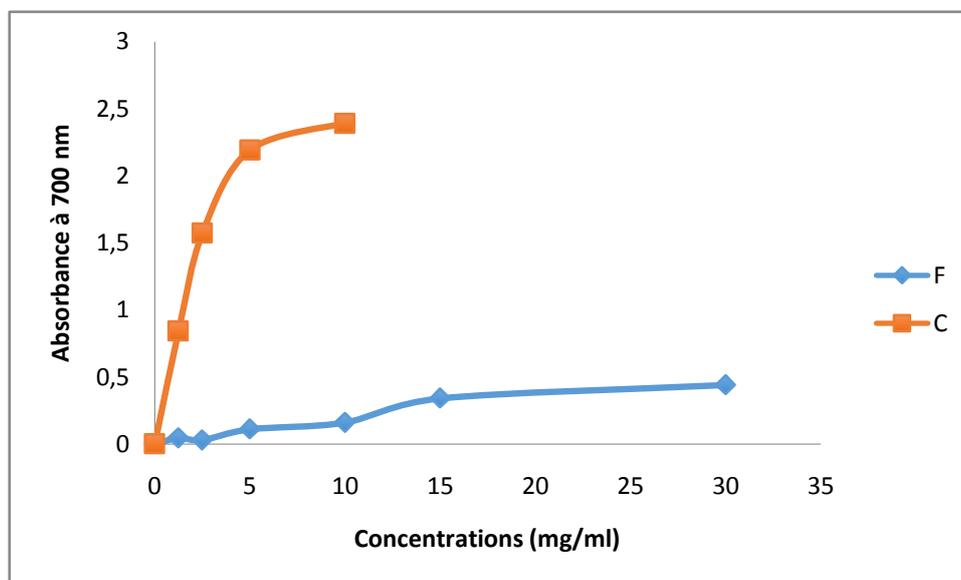
Tableau 12. Valeurs des concentrations EC₅₀ des extraits aqueux.

Extraits	EC ₅₀
Extrait aqueux des feuilles	2,97
Extrait aqueux du cœur	1,72
BHA	0,08

Selon les résultats du tableau ci-dessus, on remarque que l'extrait aqueux du cœur a une meilleure capacité à réduire le fer (EC₅₀ = 1,72mg/ml) par rapport à l'extrait aqueux des feuilles (EC₅₀ = 2,97mg/ml).

2.3.2. Extraits méthanoliques des feuilles et du cœur

La figure ci-dessous montre l'absorbance des extraits méthanoliques des feuilles et du cœur.



F : Feuilles, C : Cœur

Figure 28. Pouvoir réducteur des extraits méthanoliques des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

À une concentration de 2,50mg/ml, avec une DO = 1,5769, cela va sans dire que l'extrait méthanolique du cœur a une plus grande capacité à réduire le fer par rapport à l'extrait méthanolique des feuilles dont la DO = 0,0300.

On en conclut donc que l'extrait méthanolique du cœur a un pouvoir à réduire le fer supérieur à celui de l'extrait méthanolique des feuilles.

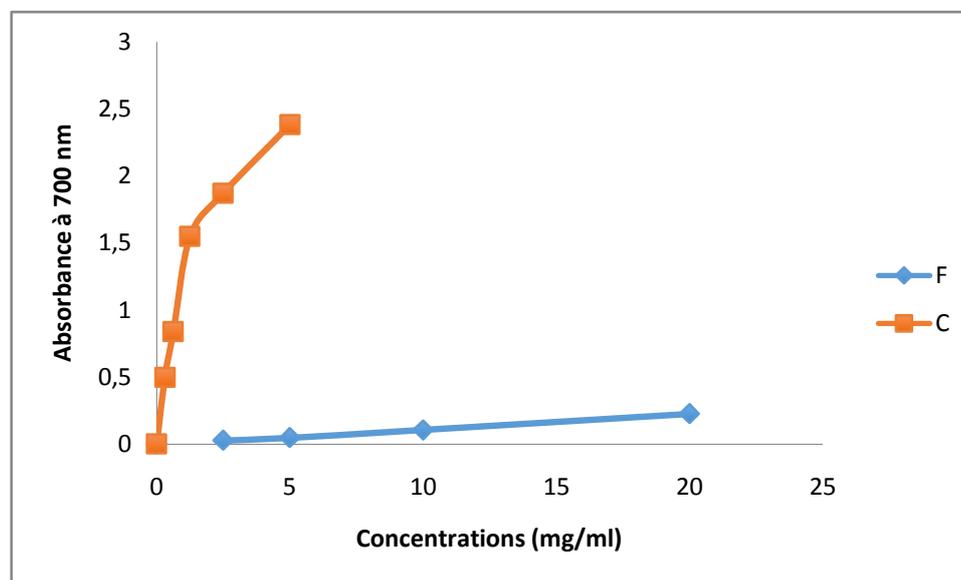
Tableau 13. Valeurs des concentrations EC₅₀ des extraits méthanoliques.

Extraits	EC ₅₀
Extrait méthanolique des feuilles	22,04
Extrait méthanolique du cœur	1,56
BHA	0,08

Selon les résultats du tableau 13, on remarque que l'extrait méthanolique du cœur a une capacité à réduire le fer (EC₅₀ = 1,56mg/ml) nettement supérieure à celle de l'extrait méthanolique des feuilles (EC₅₀ = 22,04mg/ml).

2.3.3. Fractions acétate d'éthyle des feuilles et du cœur

La figure 29 montre l'absorbance des extraits fractionnés d'acétate d'éthyle des feuilles et du cœur de *C. scolymus*. On constate qu'à la concentration 2,50mg/ml, l'absorbance de la fraction d'acétate d'éthyle du cœur est nettement supérieure à celle des feuilles avec une DO = 1,8701 contre une DO = 0,0276 pour les feuilles.



F : Feuilles, C : Cœur

Figure 29. Pouvoir réducteur des fractions d'acétate d'éthyle des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

Ainsi, la fraction d'acétate du cœur a un pouvoir antioxydant nettement supérieur à celui de la fraction d'acétate des feuilles.

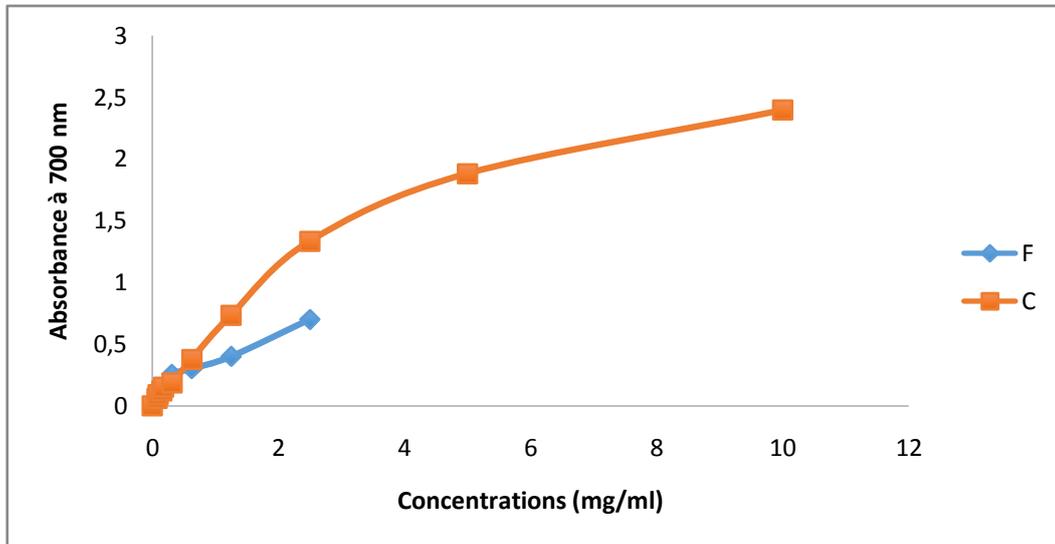
Tableau 14. Valeurs des concentrations EC_{50} des fractions d'acétate d'éthyle.

Extraits	EC_{50}
Fraction acétate d'éthyle des feuilles	23,87
Fraction acétate d'éthyle du cœur	0,315
BHA	0,08

Selon les résultats du tableau ci-dessus, on remarque que la fraction d'acétate d'éthyle du cœur a une meilleure capacité à réduire le fer ($EC_{50} = 0,315\text{mg/ml}$) que celle de la fraction d'acétate d'éthyle des feuilles ($EC_{50} = 23,87\text{mg/ml}$).

2.3.4. Fractions butanoliques des feuilles et du cœur

La figure ci-dessous montre l'absorbance des extraits fractionnés butanoliques des feuilles et du cœur. On remarque qu'à la concentration 2,50mg/ml, la fraction butanolique du cœur a une DO = 1,3330.



F : Feuilles, C : Cœur

Figure 30. Pouvoir réducteur des fractions butanoliques des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

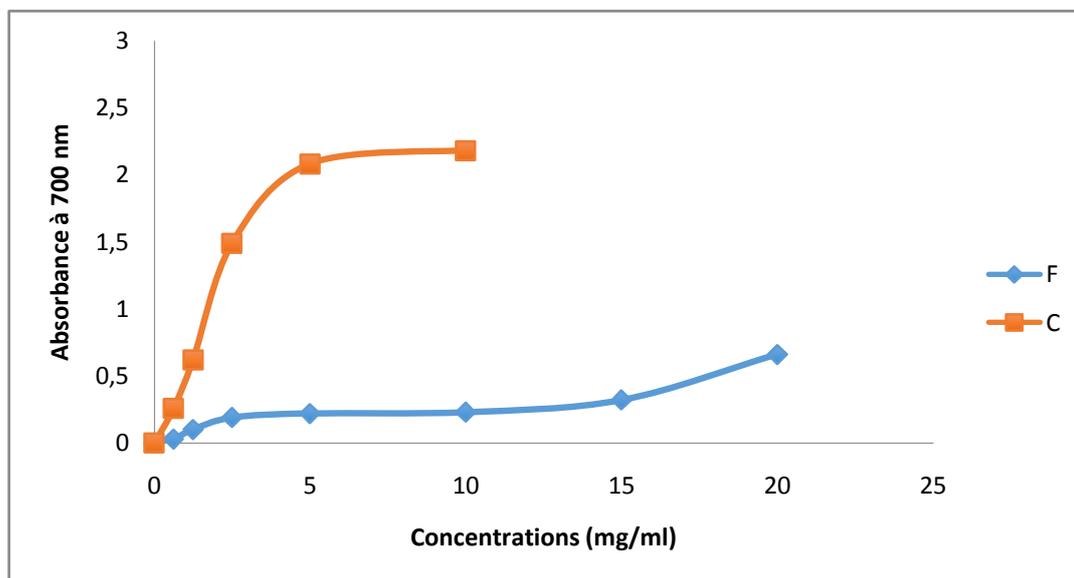
Tableau 15. Valeurs des concentrations EC_{50} des fractions butanoliques.

Extraits	EC_{50}
Fraction butanolique des feuilles	4,27
Fraction butanolique du cœur	0,73
BHA	0,08

Selon les résultats du tableau 15, on remarque que la fraction butanolique du cœur a une forte capacité à réduire le fer ($EC_{50} = 0,73\text{mg/ml}$) par rapport à celle de la fraction butanolique des feuilles ($EC_{50} = 4,27\text{mg/ml}$).

2.3.5. Extraits des tanins des feuilles et du cœur

La figure 31 montre l'absorbance des extraits des tanins des feuilles et du cœur. À la concentration 2,50mg/ml, nous remarquons que l'extrait du cœur a une DO = 1,4947 et l'extrait des feuilles a une DO = 0,1901. Ce qui nous fait dire que l'extrait des tanins du cœur a un pouvoir antioxydant largement supérieur à celui de l'extrait des tanins des feuilles.



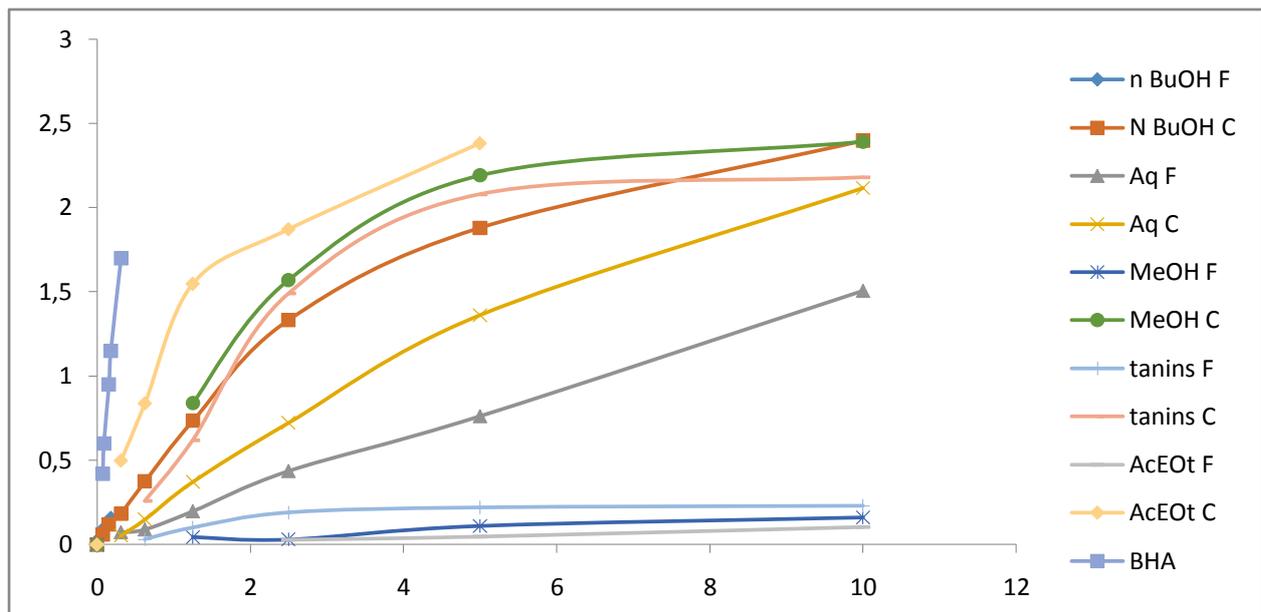
F : Feuilles, C : Cœur

Figure 31. Pouvoir réducteur des tanins des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

Tableau 16. Valeurs des concentrations EC_{50} des extraits d'acétone.

Extraits	EC_{50}
Extrait tanins des feuilles	18,7
Extrait tanins du cœur	1,09
BHA	0,08

Selon les résultats du tableau ci-dessus, on remarque que l'extrait des tanins du cœur a une forte capacité à réduire le fer ($EC_{50} = 1,09\text{mg/ml}$) par rapport à celle de l'extrait des tanins des feuilles ($EC_{50} = 18,7\text{mg/ml}$).



Aq F : Extraits aqueux des feuilles, Aq C : Extrait aqueux du cœur, MeOH F : extrait méthanolique des feuilles, MeOH C : Extrait méthanolique du cœur, AcEOt F : Fraction acétate d'éthyle des feuilles, AcEOt C : Fraction acétate d'éthyle du cœur, n-BuOH F : Fraction butanolique des feuilles, n-BuOH C : Fraction butanolique du cœur, F : feuilles, C : cœur.

Figure 32. Pouvoir réducteur des différents extraits des feuilles et du cœur de *Cynara scolymus*.

La figure 32 montre que pour l'espèce *Cynara scolymus*, la fraction acétate d'éthyle du cœur possède une forte capacité à réduire le fer comparable à celle de l'antioxydant de synthèse (BHA). L'extrait méthanolique du cœur, la fraction n-butanol du cœur et l'extrait des tanins du cœur possèdent à la concentration de 1,25mg/ml une forte puissance de réduction de fer (DO = 0,84, DO = 0,74 et DO = 0,62 respectivement), suivis de l'extrait aqueux du cœur (DO = 0,37). Nous remarquons aussi que les extraits des feuilles montrent un faible pouvoir à réduire le fer.

L'activité antioxydante des extraits d'artichaut a été rapportée (**KUKIĆ et al., 2008 ; GOUVEIA et CASTILHO, 2012**) et différents génotypes d'artichaut ont été étudiés en termes de leur capacité antioxydante (**PANDINO et al., 2011**). Ces études ont donné des valeurs de FRAP inférieures à nos extraits. Cependant, la comparaison des résultats obtenus dans des études indépendantes doit être considérée qualitative puisque de petites variations dans les conditions expérimentales peuvent grandement affecter les résultats.

De l'ensemble nos résultats, nous constatons que des deux parties de la plante, ce sont les extraits du cœur qui se sont montrés actifs. La bonne activité des extraits est due à leur richesse en composés phénoliques, ce qui concorde avec les travaux de **KSOURI et al., 2009**, qui ont montré qu'il existe une étroite relation entre les contenus en composés phénoliques d'une matrice végétale et le pouvoir biologique qu'ils exercent en tant qu'antioxydants majeurs des plantes.

De nombreuses études ont montré l'existence d'antioxydants naturels dans toutes les parties des plantes et que les composés typiques responsables de cette activité sont principalement les polyphénols (**ZAINOL et al., 2003 ; SKANDRANI et al., 2010**). Cependant, dans le corps, la concentration de ces composés phénoliques est relativement limitée en raison de l'absorption et de l'excrétion, et leur action dépend de la biodisponibilité du composé (**HELENO et al., 2015**).

Conclusion

La découverte de ressources naturelles du monde végétal reste capitale pour la mise au point de nouveaux remèdes thérapeutiques.

La présente étude a porté sur l'espèce *Cynara scolymus* L. qui appartient à la famille des Astéracées, une des familles les plus importantes dans la flore algérienne. Elle a permis la détermination du rendement en composés phénoliques qui a montré une richesse des extraits bruts secs de l'espèce *Cynara scolymus* L. (34,73% pour le cœur et 18,50% pour les feuilles) issus de l'extraction aqueuse tandis que, l'extraction méthanolique a permis d'obtenir des rendements proches en extraits bruts secs : cœur (7,62%) et les feuilles (4,96%).

Le dosage des phénols totaux des deux extraits bruts aqueux a révélé des teneurs considérables dans les feuilles (13,95mg EAG/g) et le cœur (3,5mgEAG /g) alors que, la forte teneur a été enregistrée dans l'extrait brut méthanolique du cœur.

D'autre part, le dosage des flavonoïdes a montré une teneur modérée dans l'extrait méthanolique du cœur 3,29mg EC/ g MS, moins importante dans les feuilles 0.64mg EC/g MS. Dans l'extrait aqueux, on remarque une teneur dans les feuilles (0,13mg EC/g MS) moins élevée que dans le cœur (0,31mg EC/g MS).

Au cours de l'extraction sélective des tanins, la teneur la plus élevée a été obtenue dans les feuilles (0,86mg EC/g MS).

L'étude de l'activité antioxydante par trois différentes méthodes, à savoir : la capacité antioxydante totale CAT, la méthode du piégeage du radical libre DPPH° et celle de la réduction de fer FRAP des extraits méthanolique et aqueux et des fractions d'acétate d'éthyle, n-butanol et tanins correspondant aux deux parties de l'espèce étudiée a montré que tous nos extraits possèdent un pouvoir antioxydant modéré.

L'étude du pouvoir antioxydant de nos extraits par la méthode de piégeage du radical libre DPPH s'est montrée modérée, l'extrait méthanolique du cœur a le pouvoir piégeur le plus puissant.

La comparaison de ces valeurs avec celle de l'antioxydant standard, BHA (0,15 mg/ml), nous a permis de déduire que le pouvoir antioxydant de l'ensemble des extraits testés est plus faible que celui du BHA.

L'étude de l'activité antioxydante par la méthode de réduction de fer, la fraction acétate d'éthyle du cœur possède une forte capacité à réduire le fer comparable à celle de l'antioxydant de synthèse (BHA).

L'espèce *Cynara scolymus* L. est riche en métabolites secondaires, une exploitation de ses propriétés antioxydantes implique une recherche plus poussée de ces principes actifs. Pour plus d'efficacité, de nombreuses perspectives peuvent être envisagées :

- ✓ Compléter le présent travail par la purification et l'identification de diverses molécules en utilisant des techniques chromatographies diverses.

- ✓ Tester les molécules isolées *in vivo* dans le but de trouver des applications pharmaceutiques, ou alors dans la conservation des produits alimentaires.

Références bibliographiques

Alimentarium. (Page consultée le 8 mai 2019) – *Artichaut | Alimentarium*, [En ligne]. Adresse URL : <https://www.alimentarium.org/fr/savoir/artichaut-0>

AMAROWICZ R., PEGG R., RAHIMI-MOGHADDAM P., BARL B., WEIL J., 2004 – Free-radical scavenging capacity antioxidant activity of selected plant species from the Canadian prairies. *Food Chemistry*, 84 : 551 – 562.

ANDERSSON CM., HALLBERG A., HÖGBERG T., 1996 – Advances in the development of pharmaceutical antioxidants. *Advances in Drug Research*, 28 : 65 – 180.

ANTAL M., REGÖLY-MÉREI A., BIRÓ L., ARATÓ G., SCHMIDT J., NAGY K., GREINER E., LÁSZTITY N., SZABÓ C., PÉTER S., MARTOS E., 2008 – Effects of oligofructose containing diet in obese persons. *Orv Hetil*, 149 (42) : 1989 – 1995.

BAIS H., VEPACHEDU R., GILROY S., CALLAWAY R., VIVANCO J., 2003 – Allelopathy and exotic plant invasion: from molecules and genes to species interactions. *Science*, 301 (5638) : 1377 – 1380.

BARAIBAR M., LADOUCE R., FRIGUET B., 2013 – Proteomic quantification and identification of carbonylated proteins upon oxidative stress and during cellular aging. *Journal of Proteomics*, 92 : 63 – 70.

BARATI E. et LE MARECHAL, 2008 – Eudesmanolides from *Artemisia herba-alba*. *Phytochemistry*, 43 : 309 – 311.

BARNOUD D., CANO N., SCHNIDER SM., VASSON MP., HASSELMANN M., LEVERVE X., 2007 – *Traité de nutrition artificielle de l'adulte : nourrir l'homme malade*. Ed. Springer, 3^e éd., Paris : 1189 p.

BARTOSZ G., 2003. Generation of reactive oxygen species in biological systems. *Comments on Toxicology*, 9, 5 – 21.

BASHARAT S., 2015 – Le pouvoir antioxydant des additifs phytogéniques. *BioMin*, Holding GmbH Industriestrasse 21, A-3130 Herzogenburg, Austria.

BEKHECHI C., ATIK BEKKARA F., CONSIGLIO D., BIGHELLI A., TOMI F., 2012 – Chemical variability of the essential oil of *Juniperus phoenicea* var. *turbinata* from Algeria. *Chemistry & Biodiversity*, 9 (12) : 2742 – 2753.

BEKKARA F., JAY M., VIRICEL M.R., ROME S., 1998 – Distribution of phenolic compounds within seed and seedlings of two *Vicia Faba* differing in their seed tannin content, and study of their seed and root phenolic exudation. *Plant and Soil*, 203 : 27 – 36.

BENBROOK C.M., 2005 – Accroître la teneur en antioxydants des aliments grâce à l'agriculture et à la transformation alimentaire biologiques. Rapport sur l'état des connaissances scientifiques. *The organic Center for Education and Promotion*, 84 p.

BENHAMMOU N., BELYAGOUBI L., ATIK BEKKARA F., 2014 – Phenolic contents and antioxidant activities in vitro of some selected Algerian plants. *Journal of Medicinal Plant Research*, 8 (40) : 1198 – 1207.

BENZIE I. et STRAIN J., 1996 – The ferric reducing ability of plasma as a measure of "antioxidant power" the FRAP assay. *Analytical Biochemistry*. 239, 70 – 76.

BORCHARDT J., WYSE D., SHEAFFER C., KAUPPI K., FULCHER R., EHLKE N., BEY R., 2009 – Antioxidant and antimicrobial activity of seed from plants of the Mississippi river basin. *Medicinal plant research*, 3 (10) : 707 – 718.

BOUAYED J., RAMMAL H., YOUNNOS C.N., SOULIMANI R., 2007 – Positive correlation between peripheral blood granulocyte oxidative status and level of anxiety in mice. *European Journal of Pharmacology*, 564 :146 – 149.

BOUGANDOURA N., 2010 – Pouvoir antioxydant et antimicrobien des extraits d'espèces végétales *Satureja Calamintha* Ssp *Nepeta* (nabta) et *Ajugaiva* L. (chendgoura) de l'ouest d'Algérie. Mas. Bio. Méd., Univ. Tlemcen, 97 p.

BOUGANDOURA N. et BENDIMERAD N., 2013 – Evaluation de l'activité antioxydante des extraits aqueux et méthanolique de *Satureja calamintha* ssp. *Nepeta* (L.) Briq. *Nature & Technologie*, 9 : 14 – 19.

BOYD B., FORD C., KOEPKE M., GARY K., HORN E., MC ANALLEY S., MC ANALLEY B., 2003 – An open-label pilot study of the antioxidant effect in healthy people of Ambrotose AO™. *Glycoscience & Nutrition*, 4 (6) : 7.

BRAND-WILLIAMS W., CUVELIER M.E., BERSET C.,1995 – Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT – Food Science and Technology*, 28 : 25 – 30.

BRUNETON J., 1993 – *Pharmacognosie: phytochimie, plantes médicinales*. Ed. Technique et documentation Lavoisier, Paris, 2^e éd., 915 p.

BRUNETON J., 1999 – *Pharmacognosie: phytochimie, plantes médicinales*. Ed. Technique et documentation Lavoisier, Paris, 3^e éd., 1120 p.

CANDOLLE A., 1883 – *Origine des plantes cultivées*. Ed. Germer-Baillière & Cie, Paris, 380 p.

CAVIN A., 1999 – *Investigation phytochimique de trois plantes indonésiennes aux propriétés antioxydantes et antiradicalaires : Tinospora crispa (Menispermaceae), Merremia emarginata (Convolvulaceae) et Orophea enneandra (Annonaceae)*. Thèse Doc. Bio. Méd., Univ. Lausanne, 243 p.

CHANG C., ZHANG L., CHEN R., KUO L., HUANG J., HUANG H., WU Y., LEE K., KUO Y., 2010 – Antioxidant and anti-inflammatory phenylpropanoid derivatives from *Calamus quiquetinervius*. *Journal of natural products*, 73 (9) : 1482 – 1488.

CHAVAN U.D. , SHAHIDI F., NACZK M., 2001 – Extraction of condensed tannins from beach pea (*Lathyrus maritimus* L.) as affected by different solvents. *Food Chemistry*. 75 (4) : 509 – 512.

CHRISTIANSON D., 2008 – Unearthing the roots of the terpenome. *Current Opinion in Chemical Biology*, 12 :141 – 150.

CHUNG Y.C., CHANG C.T., CHAO W.W., LIN C.F., CHOU S.T., 2002 – Antioxidant activity and safety of the 50 ethanolic extract from red bean fermented by *Bacillus subtilis* IMR-NK1. *Journal of agricultural and food chemistry*, 50 (8) : 2454 – 2458.

CLEMENS R., KRANZ S., MOBLEY A., NICKLAS T., RAIMONDI M., RODRIGUEZ J., SLAVIN J., WARSHAW H., 2012 – Filling America's Fiber Intake Gap: Summary of a Roundtable to Probe Realistic Solutions with a Focus on Grain-Based Foods. *The Journal of Nutrition*, 142 (7) : 1390 – 1401.

COWAN MM., 1999 – Plant products as antimicrobial agents. *Clinical Microbial*, 12 (4) : 564 – 582.

CROTEAU R., KUTCHAN T., LEWIS N., 2000 – Natural Products (Secondary Metabolites). *Biochemistry and molecular biology of plants* : 1250 – 1318.

DA SILVA OLIVEIRA G. L., DE ALENCAR M. V., BARROS I. O., JUNIOR A. L. G., DE SOUZA A. A., CAVALCANTE A. A., DE FREITAS R. M., 2014 – Evaluation of antioxidant capacity of the aqueous extract of *Cynara scolymus* L. (Asteraceae) in vitro and in *Saccharomyces cerevisiae*. *African Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 8 : 136 – 147.

DAI J. et MUMPER R., 2010 – Plant phenolics: extraction, analysis and their antioxidant and anticancer properties. *Molecules*, 15 (10) : 7313 – 7352.

DENG Y. et LU S., 2017 – Biosynthesis and Regulation of Phenylpropanoids in Plants. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 36 (4) : 1 – 34.

DESMIER T., 2016 – *Les antioxydants de nos jours : Définition et applications*. Thèse Doc. Pha., Univ. Limoges, 87 p.

DIALLO D., PAULSEN B., LILJEBACK, T., MICHAELSEN, T., 2001 – Polysaccharides from the roots of *Entada africana* Guill. et Perr., Mimosaceae, with complement fixing activity. *Journal of Ethnopharmacology*, 74 (2): 159 – 171.

DIPLOCK AT., CHARLEUX JL., CROZIER-WILLI G., KOK FJ., RICE-EVANS C., ROBERFROID M., STAHL W., VIÑA-RIBES J., 1998 – Functional food science and defence against reactive oxidative species. *The British journal of nutrition*, 80 (1) : 77 – 112.

DONG-CHAN K., SEONG-HWAN R., DONGJIN K., SUNG I., CHUL-SOO J., JAE K., BYUNG W., CHANG O., HYUN-KYUNG K. SUK J., 2013 – Coumarin, a Lead Compound of Warfarin,

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

DRIDI B., 2002 – *Un système intégré de micripropagation de l'artichaut (Cynara scolymus L.)*. Thèse Agro., Univ., Gand, 175 p.

DUDAREVA N., PICHERSKY E., GERSHENZON, J., 2004 – Biochemistry of plant volatiles. *Plant Physiology*, 135 : 1893 – 1902.

EL-DEMERDASH F.M., YOUCEF M.I., ZOHEIR M.A., 2005 – Stannous chloride induces alterations in enzyme activities, lipid peroxidation and histopathology in male rabbit: antioxidant role of vitamin C. *Food and chemical toxicology*, 43 (12) : 1743 – 1752.

ERDMAN JW., BALENTINE J., ARAB L., BEECHER G., DWYER J., FOLTS J., HARNLY, HOLLMAN J.P., L-KEEN C., MAZZA G., MESSINA M., SCALBERT A., VITA J., WILLIAMSON G., BURROWES J., 2007 – Flavonoids and heart health : Proceeding of the ILSI North America flavonoids workshop. *Journal of Nutrition*, 137 (3) : 718 – 737.

FABRE G., BAYACH I., BERKA K., PALONCÝOVÁ M., STAROK M., ROSSI C., DUROUX J-L., OTYEPKA M., TROUILLAS P., 2015 – Synergism of antioxidant action of vitamins E, C and quercetin is related to formation of molecular associations in biomembranes. *Chemical Communications*, 51 (36) : 7713 – 7716.

FALLEH H., KSOURI R., CHAIEB K., KARRAY-BOURAOUI N., TRABELSI N., BOULAABA M., ABDELLEY C., 2008 – Phenolic composition of *Cynara cardunculus* L. organs, and their biological activities. *Compte Rendu de Biologie*. 331, 372 – 379.

FAVIER A., 2003 – Le stress oxydant : Intérêt conceptuel et expérimental dans la compréhension des mécanismes des maladies et potentiel thérapeutique. *L'actualité chimique* : 108 – 115.

FERRAZZANO G., AMATO I., INGENITO A., ZARRELLI A., PINTO G., POLLIO A., 2011 – Plant polyphenols and their anti-cariogenic properties: a review. *Molecules*, 16 (2) : 1486 – 1507.

FOURY C., 1978. Quelques aspects de l'histoire des variétés d'artichaut (*Cynarascolymus* L.). *Journal d'agriculture traditionnelle et de botanique appliquée*, 25 (1) : 25 – 50.

FOURY C., 1997. Propos sur l'origine de l'artichaut et du cardon. *Journal D'Agriculture Traditionnelle et de Botanique Appliquée*, 39 (1) : 133 – 147.

FRAGA C., 2009 – *Plant Phenolics and Human Health : Biochemistry, Nutrition and Pharmacology*. Ed. John Wiley and Sons, Hoboken, 608 p.

FREI B., STOCKER R., AMES BN, 1988 – Antioxidant defenses and lipid peroxidation in human blood plasma. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 85 (24) : 9748 – 9752.

GEHIN A., GUYON C., NICOD L., 2006 – Glyphosate-induced antioxidant imbalance in HaCaT: The protective effect of Vitamins C and E. *Environmental Toxicology and Pharmacology*, 22 (1) : 27 – 34.

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

GHESTEM A., SEGUIN E., PARIS M., ORECCHIONI A.M., 2001 – *Le préparateur en pharmacie : Dossier 2*. Ed. Technique et documentation Lavoisier, Paris, 273.

GOETZ P. et LE JEUNE R., 2007 – Artichaut, *Cynara scolymus*. *Phytothérapie*, 5 (4) : 219 – 222.

GÓMEZ-CARAVACA A.M., GÓMEZ-ROMERO M., ARRÁEZ-ROMÁN D., SEGURA-CARRETERO A., FERNÁNDEZ-GUTIÉRREZ A., 2006 – Advances in the analysis of phenolic compounds in products derived from bees. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*, 41 : 1220 – 1234.

GOUDABLE J. et FAVIER A., 1997 – Radicaux libres oxygénés et antioxydants. *Nutrition Clinique et Métabolisme*, 11 : 115 – 120.

GOUVEIA SC. et CASTILHO PC., 2012 – Phenolic composition and antioxidant capacity of cultivated artichoke, Madeira cardoon and artichoke-based dietary supplements. *Food Research International*, 48 (2) : 712 – 724.

GRAGLIA E., JULKUNEN-TIITTO R., SHAVER G.R., SCHMIDT I.K., JONASSON S., MICHELSEN A., 2001 – Environmental control and intersite variations of phenolics in *Betula nana* in tundra ecosystems. *New Phytologist*, 151 (1) : 227 – 236.

GUIGNARD JL., 2000 – *Biochimie végétale*. Ed. Dunod, Paris, 2^e éd., 274 p.

GÜLÇİN İ., 2012 – Antioxidant activity of food constituents: an overview. *Archives of toxicology*, 86 (3) : 345 – 391.

GURIB-FAKIM A., 2006 – Medicinal plants: traditions of yesterday and drugs of tomorrow. *Molecular Aspects of Medicine*, 27 (1) : 1 – 93.

GUYOT L. et GIBASSIER P., 1967 – *Les noms des plantes*. Ed. Presses universitaires de France, Paris, 2^e éd., 128 p.

HALENG J., PINCEMAIL J., DEFRAIGNE JO., CHARLIER C., CHAPELLE JP., 2007 – Le stress oxydant. *Revue Médicale De Liège*, 62 (10) : 628 – 638.

HALLIWELL B. et GUTTERIDGE J., 1999 – *Free Radicals in Biology and Medicine*. Ed. Oxford University Press, New York , 3^e éd., 936 p.

HARBORNE J.B., 1989 – Methods in Plant Biochemistry. *Plant Phenolics*, 1 : 302 p.

HARBORNE J.B., 1998 – *Phytochemical Methods A Guide to Modern Techniques of Plant Analysis*. Ed. Springer, Pays-Bas, 3^e éd., 302 p.

HARTMANN T., 2007 – From waste products to ecochemicals: fifty years research of plant secondary metabolism. *Phytochemistry*, 68 (22 – 24) : 1 – 552.

HELENO S.A., MARTINS A., QUEIROZ MJ., FERREIRA IC., 2015 – Bioactivity of phenolic acides : antibiotics against infectious diseases. *Phytomedicine*, 15: 639 – 652.

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

I.T.C.M.I, 2008 – *Culture de l'artichaut*. Guide pratique, Alger, 16 p.

ICHAÏ C., QUINTARD H. ORBAN JC., 2011 – *Désordres métaboliques et réanimation*. Ed. Lavoisier Médecine, Paris : 508 p.

IGNAT I., VOLF I., POPA I.V., 2011 – A critical review of methods for characterization of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food chemistry*, 126 (4) : 1821 – 1835.

ISERIN P., 2001 – Larousse : Encyclopédie des plantes médicinales, 335 p.

JEONG S.M., KIM S.Y., KIM D.R., JO S.C., NAM K.C., AHN D.U., LEE S.C., 2004 – Effects of heat treatment on the antioxidant activity of extracts from citrus peels. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 52 : 3389 – 3393.

JOANNY F., 2005 – La superoxyde dismutase, puissant antioxydant naturel, désormais disponible par voie orale. *Phytothérapie*, 3 (3) : 118 – 121.

JOKIĆ S., VELIĆ D., BILIĆ M., BUCIĆ-KOJIĆ A., PLANINIĆ M., TOMASA S., 2010 – Modelling of the Process of Solid-Liquid Extraction of Total Polyphenols from Soybeans. *Czech Journal of Food Sciences*, 28 (3) : 206 – 212.

JOY JF. et HABER SL., 2007 – Clinical uses of artichoke leaf extract. *American Journal of Health-System Pharmacy*, 64 (18) : 1904 – 1909.

JUDD W.S., CAMPBELL C.S., KELLOGG E.A., STEVENS P.F., 2002 – Botanique systématique : Une perspective phylogénétique. Éd. De Boeck Université. Paris, 1^{ère} éd., 467 p.

JULKUNEN-TITTO R., 1985 – Phenolic constituents in the leaves of Northern Willows methods for the analysis of certain phenolics. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 33 : 213 – 217.

KANSOLE M.M.R., 2009 – *Étude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de quelques lamiales du Burkina Faso: cas de Leucas martinicensis (Jacquin) R. Brown, Hoslundia opposita vahl et Orthosiphon pallidus royle ex benth*. Mém. Bio. App., Burkina Faso.

KAWAMUKAI M., 2002 – Biosynthesis, Bioproduction and Novel Roles of Ubiquinone. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 94 (6) : 511 – 517.

KOECHLIN-RAMONATXO C., 2006 – Oxygène, stress oxydant et suppléments antioxydants ou un aspect différent de la nutrition dans les maladies respiratoires. *Nutrition Clinique et Métabolique*, 20 (4) : 165 – 177.

KORKINA G., 2007 – Phenylpropanoids as naturally occurring antioxidants: from plant defense to human health. *Cellular and molecular biology*, 53 (1) : 15 – 25.

KSOURI R., FALLEH H., MEGDICHE W., TRABELSI N., HAMDI B., CHAIEB K., BAKHROUF A., MAGNE C., ABDELLY C., 2009 – Antioxidant and antimicrobial activities of the edible medicinal halophyte *Tamarix gallica* L. and related polyphenolic constituents. *Food and chemical toxicology*, 47 (8) : 2083 – 2091.

KUKIĆ J., POPOVIĆ V., PETROVIĆ S., MUCAJI P., ĆIRIĆ A., STOJKOVIĆ D., SOKOVIĆ M., 2008 – Antioxidant and antimicrobial activity of *Cynara cardunculus* extracts. *Food Chemistry*, 107 (2) : 861 – 868.

KUMAR U., MISHRA M., PRAKASH V., 2012 – Assessment of antioxidant enzymes and free radical scavenging activity of selected medicinal plants. *Free radicals and antioxidants*, 2 (3) : 58 – 63.

KUMARAN A. et KARUNAKARAN R.J., 2007 – In vitro antioxidant activities of methanol extracts of five *Phyllanthus* species from India. *Lebensmittel-Wissenschaft and Technologie*, 40 : 344 – 352.

LA CAMERA S., GOUZERH G., DHONDT S., HOFFMANN L., FRITIG B., LEGRAND M., HEITZ T., 2004 – Metabolic reprogramming in plant innate immunity: the contributions of phenylpropanoid and oxylipin pathways. *Immunological reviews*, 198 : 267 – 284.

LACRAZ G., 2009 – *Relation entre Stress Oxydant et Homéostasie Glucidique au cours du Diabète de Type 2 : Adaptation de la Cellule β Pancréatique*. Thèse Doc. Physio. Physiopath., Univ. 7, Paris, 795 p.

LAITINEN ML., JULKUNEN-TIITTO R., ROUSI M., 2000 – Variation in Phenolic Compounds within a Birch (*Betula pendula*) Population. *Journal of Chemical Ecology*, 26 (7) : 1609 – 1622.

LATTANZIO V., KROON P. A., LINSALATA V., CARDINALI A., 2009 – Globe artichoke: A functional food and source of nutraceutical ingredients. *Journal of Functional Foods*, 1 : 131 – 144

LAOUAFA S., 2018 – *Rôle protecteur de l'estradiol contre les conséquences systémiques et cellulaires dans un modèle d'apnées obstructives du sommeil : implication des récepteurs nucléaires ER α et ER β* . Thèse Doc. Phy. Neuro., Univ. Lyon, 168 p.

LARKINS N. et WYNN S., 2004 – Pharmacognosy: phytomedicines and their mechanisms. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 34 (1) : 291 – 327.

LECASBLE C., 2012. *Le marc de café comme source atypique de tanins condensés dans le contrôle intégré des nématodes gastro-intestinaux chez les petits ruminants du Yucatan, Mexique*. Thèse Doc. Vét, Éco. Nat. Vét., Paris, 91.

Le Grand Larousse illustré, 2019. Paris : Larousse.

LHUILIER A., 2007 – *Contribution à l'étude phytochimique de quatre plantes malgaches : Agauria salicifolia Hook.f ex Oliver, Agauria polyphylla Baker (Ericaceae), Tambourissa trichophylla Baker (Monimiaceae) et Embelia concinna Baker (Myrsinaceae)*. Thèse Doc. S. Agro. res., Inst. nat. poly., Toulouse, 214 p.

LI H-B., WONG C-C., CHENG K-W., FENG C., 2008 – Antioxidant properties in vitro and total Phenolic contents in methanol extracts from medicinal plants. *Lebensmittel- Wissenschaft and Technology*. 41 (3) : 385 – 390.

LICHTENTHALER H., 1977 – *Regulation of Prenylquinone Synthesis in Higher Plants*. Lipids and Lipid Polymers in Higher Plants (Ed. Tevini M., Lichtenthaler H.), Springer, Berlin, 231 – 258.

LIU L., SUN Y., LAURA T., LIANG X., YE H., ZENG X., 2009 – Determination of polyphenolic content and antioxidant activity of Kudingcha made from ilex Kudingcha C.J. Tesng. *Food Chemistry*, 112 : 35 – 40.

LUCIENNE AD., 2010 – *Les plantes médicinales d'Algérie*. Ed. Berti, Alger, 2^e éd., 239 p.

MAHMOUDI S., KHALI M., MAHMOUDI N., 2012 – Etude de l'extraction des composés phénoliques de différentes parties de la fleur d'artichaut (*Cynara scolymus* L.). « Nature & Technologie » B-Sciences Agronomiques et Biologiques, 9 : 35 – 40.

MOROT-GAUDRY J., 2016 – *Les végétaux, un nouveau pétrole ?*. Ed. Quae, Versailles, 1^{ère} éd., 160 p.

MAJHENIC L., KERGET M.S., KNEZ Z., 2007 – Antioxidant and antimicrobial activity of Guarana seed extracts. *Food chemistry*, 104 : 1258 – 1268.

MAZID M., KHAN T., MOHAMMAD F., 2011 – Role of secondary metabolites in defense mechanisms of plants. *Biology and Medicine*, 3 (2) : 232 – 249.

MERGHEM R., 2009 – *Éléments de biochimie végétale*. Ed. Bahaeddine, Constantine, 171 p.

MICCADEI S., DI VENERE D., CARDINALI A., ROMANO F., DURAZZO A., FODDAI M., FRAIOLI R., MOBARHAN S., MAIANI G., 2008 – Antioxidative and apoptotic properties of polyphenolic extracts from edible part of artichoke (*Cynara scolymus* L.) on cultured rat hepatocytes and on human hepatoma cells. *Nutrition and Cancer*, 60 (2) : 276 – 283.

MILANE H., 2004 – *La quercétine et ses dérivés : molécules à caractère pro-oxydant ou capteurs de radicaux libres; études et applications thérapeutiques*. Thèse Doc. S., Univ. Louis Pasteur, Strasbourg, 268 p.

MOUSSAOUI Y. et BENSALÉM R., 2007 – Catalyzed Knoevenagel reactions on inorganic solid supports: Application to the synthesis of coumarine compounds. *Comptes Rendus Chimie*, 10 (12) : 1162 – 1169.

MUANDA F., 2010 – *Identification de polyphénols, évaluation de leur activité antioxydante et étude de leurs propriétés biologiques*. Thèse Doc. C.O., Univ. Paul Verlaine-Metz, Lorraine, 239 p.

MUNNICH A., OGIER H., SAUDUBRAY J-M., AMÉDÉE-MANESME O., 1987 – *Les Vitamines : aspects métaboliques, génétiques, nutritionnels et thérapeutiques*. Ed. Masson, Paris, 428 p.

NAMIKI M., 1990 – Antioxidants / Antimutagens in food. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 29 : 273 – 300.

NANI A., BELARBI M., KSOURI-MEGDICHE W., ABDOUL-AZIZE S, BENAMMAR C, GHIRINGHELLI F, HICHAMI A, KHAN N.A., 2015 – Effects of polyphenols and lipids from Pennisetum glaucum grains on T-cell activation: modulation of Ca²⁺ and ERK1/ ERK2 signaling, *BMC Complem Altern M*, 15 : 426.

NARAYANA K., REDDY M., CHALUVADI M., KRISHNA D., 2001 – Bioflavonoids classification, pharmacological, biochemical effects and therapeutic potential. *Indian journal of pharmacology*, 33 (1) : 2 – 16.

NASSAR MI., MOHAMED TK., ELSHAMY AI., EL-TOUMY SA., LATEEF AMA., FARRAG A-RH., 2013 – Chemical constituents and anti-ulcerogenic potential of the scales of *Cynara scolymus* (artichoke) heads. *Journal of science food and agriculture*, 93 (10) : 2494 – 2501.

NÈVE J., 2002 – Modulation de l'apport alimentaire en antioxydants. *Nutrition Clinique et Métabolisme*, 16 : 292 – 300.

NOWICKA B. et KRUK J., 2010 – Occurrence, biosynthesis and function of isoprenoid quinones. *Biochimica et Biophysica Acta*, 1797 (9) : 1587 – 605.

NURINGTYAS T., CHOI Y., VERPOORTE R., KLINKHAMER P., LEISS, K., 2012 – Differential tissue distribution of metabolites in *Jacobaea vulgaris*, *Jacobaea aquatica* and their crosses. *Phytochemistry*, 78 : 89 – 97.

ONG KC. et KHOO HE., 1997 – Biological effects of myricetin. *Gen Pharmacol*, 29 (2) : 121 – 126.

ONG KC. et KHOO HE., 2000 – Links Effects of myricetin on glycemia and glycogen metabolism in diabetic rats. *Life Sciences*, 67 (14) : 1695 – 1705.

OMS (Organisation Mondiale de la Santé). (Page consultée le 7 mai 2019) – OMS | Nutrition, [En ligne]. Adresse URL : <https://www.who.int/topics/nutrition/fr/>

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

OZTURK M., OZTURK F.A., DURU M.E., TOPCU G., 2007 – Antioxidant activity of stem and root extracts of Rhubarb (*Rheum ribes*): An edible medicinal plant. *Food Chemistry*, 103 : 623 – 630.

PAOLINI V. , DORCHIES Ph., HOSTE H., 2003 – Effets des tanins condensés et des plantes à tanins sur les strongyloses gastro intestinales chez le mouton et la chèvre. *Alter Agri*, 61: 17 – 19.

Pandino G., Lombardo S., Mauromicale G., Williamson G., 2011 – Phenolic acids and flavonoids in leaf and floral stem of cultivated and wild *Cynara cardunculus* L. genotypes. *Food chemistry*, 126 (2) : 417 – 422.

PAREJO I., VILADOMAT F., BASTIDA J., ROSAS-ROMERO A., FLERLAGE N., BURILLO J., 2002 – Comparison between the radical scavenging activity and antioxidant activity of six distilled and non distilled mediterranean herbs and aromatic plants. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50 : 6882 – 6890.

PRIETO P., PINEDA M, 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.

PSOTOVÁ J, LASOVSKÝ J, VICAR J., 2003 – Metal-chelating properties, electrochemical behavior, scavenging and cytoprotective activities of six natural phenolics. *Biomedical papers of the Medical Faculty of the University Palacky, Olomouc, Czechoslovakia*, 147 (2) : 147 – 53.

RAVEN P., EICHHORN S., EVERT R. (trad. Jules Bouharmont et Charles-Marie Evrard), 2003 – *Biologie végétale* [« Biology of Plants, 6th edition »]. Ed. De Boeck Université, Bruxelles, 1^{re} éd., 963 p.

RAVEN P., EICHHORN S., EVERT R. (trad. Jules Bouharmont), 2014 – *Biologie végétale* [« Biology of Plants, 8th edition »]. Ed. De Boeck Université, Bruxelles, 3^e éd., 862 p.

QIANG Z., LEE S-O., YE Z., WU X., HENDRICH S., 2012 – Artichoke Extract Lowered Plasma Cholesterol and Increased Fecal Bile Acids in Golden Syrian Hamsters. *Phytother Research*, 26 (7) : 1048 – 1052.

RANILLA LG., KWON Y-I., APOSTOLIDIS E., SHETTY K., 2010 – Phenolic compounds, antioxidant activity and in vitro inhibitory potential against key enzymes relevant for hyperglycemia and hypertension of commonly used medicinal plants, herbs and spices in Latin America. *Bioresource technology*. 101 (12) : 4676 – 4689.

RICHARD MJ., BELLEVILLE F., CHALAS J., CEBALLOS-PICOT I., VITOUX D., BOYER MJ., CHAUDIÈRE J., FAVIER A., 1997 – Les glutathion peroxydases : intérêt de leur dosage en biologie clinique. *Annales de Biologie Clinique*, 55 (3) : 195 – 208.

RITA N. et FARIT A., 2009 – *Natural polyphenols as anti-oxydant, anti-inflammatory, anti-angiogénic agents in the metabolic syndrome. In Oxydative Stress, Inflammation and Angogenesis*. Ed. Springer Science, Busines Media B.V., Université de Porto : 147 – 180.

ROLLAND Y., 2004 – Actualités des lipides en cosmétique : Antioxydants naturels végétaux. *Oilseeds and fats, Crops and Lipids*, 11 (6): 419 – 424.

ROSALES R., 1999 – *Condensed tannins in tropical forage legumes: their characterisation and study of their nutritional impact from the standpoint of structure-activity relationships*. Thèse Doc. Agri., Kansas State University, 400 p.

ROUÉ M., 2011 – *Contribution de la flore bactérienne associée au métabolisme secondaire de l'éponge calcaire méditerranéenne Clathrina clathrus*. Thèse Doc. Éco. Chi. et Bac., Univ. Pierre et Marie Curie, Sorbonne.

ROUSSEAU D., VANROLLEGHEM P., PAUW N., 2004 – Model-based design of horizontal subsurface flow constructed treatment wetlands: A Review. *Water Resources*, 38 : 1484 – 1493.

SALEKZAMANI S., EBRAHIMI-MAMEGHANI M., REZAZADEH K., 2019 – The antioxidant activity of artichoke (*Cynara scolymus*): A systematic review and meta-analysis of animal studies. *Phytotherapy Research*, 33 : 55 – 71.

SAMARTH R.M., PANWAR M., SONI A., KUMAR M., KUMAR A., 2008 – Evaluation of antioxidant and radical-scavenging activities of certain Radioprotective plant extract. *Food chemistry*, 106 : 868 – 873.

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

SARNI-MANCHADO P. et CHEYNIYER V., 2006 – *Les polyphénols en agroalimentaire*. Ed. Technique et documentation Lavoisier, Paris, 398 p.

SELADJI M., BEKHECHI C., BEDDOU F., DIB H., BENDIMERAD N., 2014 – Antioxidant activity and phytochemical screening of *Nepeta nepetella* aqueous and methanolic extracts from Algeria, *Journal of Applied Pharmaceutical Science*, 4 (2) : 012 – 016

SHEN Q., DAI Z., LU Y., 2010 – Rapid determination of caffeoylquinic acid derivatives in *Cynarascolymus* L. by ultra-fast liquid chromatography/tandem mass spectrometry based on a fused core C18 column. *Journal of Separation Science*, 33 : 3152 – 3158.

SINGLETON V.L. et ROSSI J.A., 1965 – Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, 16 : 144.

STEVANOVIC T., 2005 – *Chimie du bois*. Ed. Presses polytechniques et universitaires romandes, Romandes, 241 p.

SIVAPRIYA M. et SRINIVAS L., 2007 – Isolation and purification of a novel antioxidant protein from the water extract of Sundakai (*Solanum torvum*) seeds. *Food chemistry*, 104 (2) : 510 – 517.

SKANDRANI I., LIMEM I., NEFFATI A., BOUBAKER J., BEN SM., BHOURI W., BOUHLEL I., KILANI S., GHEDIRA K., CHEKIR GL., 2010 – Assessment of phenolic content, free-radical-scavenging capacity genotoxic and anti-genotoxic effect of aqueous extract prepared from *Moricandia arvensis* leaves. *Food and chemical toxicology*, 48 : 710 – 715.

VALLS J., MILLAN S., MARTI M.P., BORRAS E., AROLA L., 2009 – Advanced separation methods of food anthocyanins, isoflavones and flavanols. *Journal of chromatography A*, 1216 (43) : 7143 – 7172.

VERMERRIS W. et NICHOLSON R., 2006 – *Phenolic Compound Biochemistry*. Ed. Springer, Dordrecht, 276 p.

VU T. et WANDLOWSKI T., 2016 – CV and in situ STM study the adsorption behavior of benzoic acid at the electrified Au(100)| HClO₄ interface: Structure and dynamics. *Journal of electroanalytical chemistry*, 776 : 40 – 48.

WAHYUNINGRUM D. et PRAJNAMITRA R., 2019 – The synthesis of conjugated imine derivative compounds as potential oled compound precursors. *Proceedings of the Third International Conference on Mathematics and Natural Sciences*. Department of Chemistry, Faculty of Mathematics and Natural Sciences, Institut Teknologi Bandung, Indonesia : 848 – 894.

WANG M., SIMON JE., AVILES IF., HE K., ZHENG Q-Y., TADMOR Y., 2003 – Analysis of Antioxidative Phenolic Compounds in Artichoke (*Cynara scolymus* L.). *Journal of agricultural and food chemistry*. 51(3) : 601 – 608.

WALKER J., SARASTE M., RUNSWICK., GAY N., 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. *The EMBO Journal*, 1 (8) : 945 – 51.

HOLLMAN J.P., L-KEEN C., MAZZA G., MESSINA M., SCALBERT A., VITA J., WILLIAMSON G., BURROWES J., 2007 – Flavonoids and heart health : Proceeding of the ILSI North America flavonoids workshop. *Journal of Nutrition*, 137 (3 supp 1) : 718 – 737.

YAO LH., JIANG YM., SHI J., TOMÁS-BARBERÁN FA., DATTA N., SINGANUSONG R., CHEN SS., 2004 – Flavonoids in food and their health benefits. *Plant Foods for Human Nutrition*, 59 (3) : 113 – 122.

ZAINOL MK., ABDUL-HAMID A., YUSOF S., MUSE R., 2003 – Antioxidative activity and total phenolic compounds of leaf, root and petiole of four accessions of *Centella asiatica* (L.) urban. *Food chemistry*, 49 : 5165 – 5170.

ZHANG S.Y., ZHENG C.G., YAN X.Y., TIAN W.X., 2008 – Low concentration of condensed tannins from catechu significantly inhibits fatty acid synthase and growth of MCF-7 cells. *Biochemical and Biophysical Research Communication*, 371 : 654 – 658.

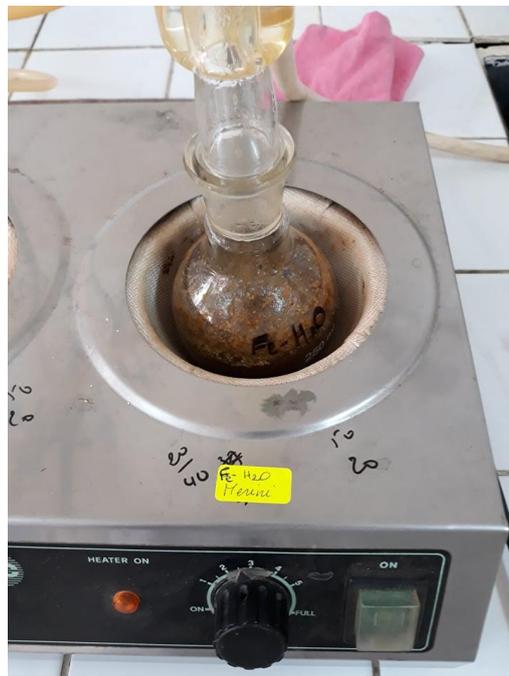
ZHISHEN J., MENGCHENG T., JIANMING W., 1999 – The determination of flavonoids contents in mulberry and their scavenging effects on Superoxide radicals. *Food chemistry*, 64 (4) : 555 – 559.

ZIEGLER J. et FACCHINI P., 2008 – Alkaloid Biosynthesis: Metabolism and Trafficking. *Annual Review of Plant Biology*, 59 : 735 – 769.

Annexes



Annexe A : Artichaut



Annexe B : Préparation des extraits bruts secs - Phase de reflux



Annexe C : Évaporateur rotatif



Annexe D : Spectrophotomètre



Annexe E : Préparation du test de DPPH



Annexe F : Résultats du test de DPPH



Annexe G : Préparation de la méthode FRAP



Annexe H : Résultats de la méthode FRAP