

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

Université Abou Bekr Belkaïd -Tlemcen-

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

Département de Biologie



Laboratoire de recherche

« Antibiotiques, Antifongiques : Physico-chimie, Synthèse et Activité Biologique »

Mémoire de fin d'étude en vue de l'obtention d'un diplôme de Master

Domaine : SNV

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biochimie

Thème :

**Analyse phytochimique et évaluation de l'activité
antioxydante des feuilles de *Crataegus monogyna***

Présenté par : M^{elle} BETAOUAF Chaïmaa

Le : 22/06/2023

Soutenu devant le jury :

Pr. RAHMOUN N.	Professeur	Président	Université de Tlemcen
Dr. ADIDA H.	MCA	Examinatrice	Université de Tlemcen
Dr. BELKACEM N.	MCA	Encadrant	Université de Tlemcen

Année universitaire : 2022-2023

Remerciements

Je tiens tout d'abord à remercier Dieu le tout puissant et miséricordieux, qui m'a donné la force et la patience pour réaliser ce travail.

Je souhaite tout d'abord exprimer mes sincères remerciements, ma profonde reconnaissance et ma vive gratitude envers **M^{me} Belkacem N.**, Maître de conférences au Département de Biologie de l'Université de Tlemcen, pour avoir accepté de superviser ce travail de recherche. Sa gentillesse dont elle a fait preuve à mon égard, sa précieuse aide, ses encouragements constants, sa patience et ses conseils avisés ont été d'une valeur inestimable tout au long de la réalisation de ce mémoire.

Je tiens aussi à exprimer mes sincères remerciements et ma profonde admiration à Monsieur **Rahmoun N.**, Professeur au Département de Biologie de l'Université de Tlemcen, pour l'immense honneur qu'il me fait en acceptant de présider le jury de ma soutenance.

Je tiens également à exprimer ma profonde gratitude envers **M^{me} Adida H.**, Maître de Conférences au Département de Biologie de l'Université de Tlemcen, pour avoir aimablement accepté d'examiner ce travail.

Mes remerciements vont aussi à l'égard de tous les doctorants en biochimie pour leur précieuse aide, leur soutien et surtout leur amabilité.

Un grand merci s'adresse également à tous les membres du laboratoire Antibiotiques, Antifongiques, Physico-chimique, synthèse et activité biologique de l'Université de Tlemcen. Leurs gentillesse, leur soutien et leur disponibilité ont été des facteurs déterminants dans la réussite de ce travail.

Enfin, je remercie très vivement mes chères amies **Kawther, Ikram et Douaa** qui ont contribué à la réalisation de ce travail. Leur implication et leur soutien ont joué un rôle essentiel dans la concrétisation de ce projet.

Dédicaces

Toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut... Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, l'amour, Le respect, la reconnaissance...

Aussi, c'est tout simplement que

Je dédie ce travail

À Mon très cher père, Merci pour tout ce que tu fais pour moi papa,

À Ma très chère maman, Que Dieu le tout puissant te préserve,

À Ma sœur, Merci pour ton soutien et ta gentillesse,

À toute ma famille,

À mes chères amies.

Résumé

Dans le cadre de la recherche de nouveaux antioxydants à partir de sources naturelles, l'objectif principal de cette étude est d'explorer la composition phytochimique en composés phénoliques de la partie aérienne de *Crataegus monogyna* (Aubépine) et d'évaluer son potentiel antioxydant par le test de réduction du fer (FRAP) et le test de piégeage du radical libre 2,2- diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH).

Les extraits étudiés ont été obtenus en utilisant la méthode de macération suivie d'une extraction liquide-liquide. Le criblage phytochimique des extraits aqueux et hydro-acétoniques, ainsi que de leurs fractions, a permis de détecter plusieurs groupes phytochimiques, notamment les flavonoïdes, les tanins, les terpénoïdes et les composés réducteurs. Les résultats des dosages quantitatifs ont révélé une teneur élevée en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés dans l'extrait hydro-acétonique et ses fractions, en particulier dans l'extrait brut eau/acétone ($438,90 \pm 12,885$ mg EAG/gE de polyphénols totaux) et la fraction acétates d'éthyle d'extrait brut eau/acétone ($339,80 \pm 12,196$ mg EQC/gE de flavonoïdes et $208,87 \pm 9,194$ mg EQC/gE de tanins condensés).

L'évaluation de l'activité antioxydante *in vitro* a démontré que tous les extraits testés présentaient des propriétés antioxydantes à des niveaux différents, en fonction de leur teneur en composés phénoliques. Les extraits hydro-acétoniques et leurs fractions se sont révélés les plus puissants, en particulier la fraction acétate d'éthyle d'extrait brut eau/acétone, qui a montré une EC_{50} de 0,084 mg/ml pour sa capacité à réduire le fer, surpassant ainsi le BHT et l'acide ascorbique ($EC_{50} = 0,217$ mg/ml et $EC_{50} = 0,520$ mg/ml respectivement), ainsi qu'une IC_{50} de 0,267 mg/ml pour sa capacité de piégeage du radical libre DPPH•, supérieure à celle du BHT ($IC_{50} = 0,542$ mg/ml).

Il ressort de cette étude que la partie aérienne de *C. monogyna* est une source importante de composés actifs présentant une activité antioxydante significative, ce qui lui confère un potentiel prometteur en phytothérapie.

Mots clés : *Crataegus monogyna*, teneur en composés phénoliques, pouvoir antioxydant.

Liste des abréviations

- 1O₂** : oxygène singulet
- BHA**: Hydroxyanisole butylé
- BHT**: Hydroxytoluène butylé
- Cu²⁺** : ion cuivreux
- CUPRAC** : Cupric Ion Reducing Antioxidant Capacity
- DPPH** : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle
- ERO** : espèces réactives de l'oxygène
- ERN** : espèces réactives de l'azote
- EQC/gE** : Equivalent catéchine par gramme d'extrait
- EAG/gE** : Equivalent acide gallique par gramme d'extrait
- Fe²⁺** : Fer ferreux
- Fe³⁺** : Fer ferrique
- FRAP**: Ferric reducing antioxidant power.
- GSH** : glutathion
- GPx** : glutathion peroxydases
- H₂O₂** : peroxyde d'hydrogène
- HO[•]** : radical hydroxyle
- HO₂[•]** : radical perhydroxyle
- HOCl** : acide hypochlorique
- NAD(P)H** : nicotinamide adénine dinucléotide phosphate réduit
- NO[•]** : monoxyde d'azote
- NO₂** : dioxyde d'azote
- NO₂⁻** : ion nitrate stable
- NO** : oxyde d'azote
- O₂^{-•}** : anion superoxyde radicalaire
- ONOO[•]** : peroxydinitrite
- ORAC** : Oxygen-Radical Absorbance Capacity
- Redox** : réduction/oxydation
- RO₂[•]** : radical peroxyde
- RO[•]** : radical secondaire alkoxyde
- R[•]** : Radical alkyle
- SOD** : superoxyde dismutase

Liste des figures

Figure n°1 : Balance radicaux libres / antioxydants	3
Figure n°2 : Les principales espèces réactives de l'oxygène et de l'azote	6
Figure n°3 : Sites de production intracellulaire des ERO	6
Figure n°4 : Schématisation des molécules intervenant dans les protections cellulaires	9
Figure n°5 : Différentes structures chimiques de la vitamine C et réaction avec les radicaux.	10
Figure n°6 : Structures chimiques des tocophérols et des tocotriénols.....	11
Figure n°7 : Exemples de carotène et xanthophylle.....	11
Figure n°8 : Mécanismes traduisant l'activité antioxydante des caroténoïdes, cas des ROO•.	11
Figure n°9 : Structure chimique de la 2- phénylbenzopyrane.....	12
Figure n°10 : Mécanismes d'action antioxydante des composés phénoliques.....	12
Figure n°11 : Structure chimique de quelques antioxydants synthétiques.	13
Figure n°12 : Mécanisme de réaction du 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH)	14
Figure n°13 : Mécanisme de réaction du pouvoir antioxydant réducteur ferrique (FRAP) ...	14
Figure n°14 : Dosage de Folin–Ciocalteu (F–C)	15
Figure n°15 : Mécanisme de réaction d'O ₂ •-	16
Figure n°16 : Mécanisme de réaction d'H ₂ O ₂	17
Figure n°17 : Mécanisme de réaction de réduction de la capacité antioxydante cuivrique (CUPRAC)	17
Figure n°18 : Mécanisme d'action du β-carotène	18
Figure n°19 : Différentes parties de <i>Crataegus monogyna</i> Jacq.....	20
Figure n°20 : L'acide chlorogénique et ses isomères de fleurs et de cultures en suspension cellulaire de <i>C. monogyna</i>	27
Figure n°21 : Triterpènes des parties aériennes (rameaux, tiges et feuilles) de <i>C. monogyna</i>	28
Figure n°22 : Feuilles, Fleurs et Tiges de <i>C. monogyna</i> sèches (A) et broyées (B).	31
Figure n°23 : Schéma illustrant l'extraction du matériel végétal et les analyses biologiques visées.	34
Figure n°24 : Réduction du radical libre DPPH• en DPPHH	39
Figure n°25 : Réduction du fer trivalent (Fe ³⁺) en fer divalent (Fe ²⁺)	40
Figure n°26 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.	45
Figure n°27 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes.....	45

Figure n°28 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins condensés.....	46
Figure n°29 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par l'extrait brut aqueux de <i>C. monogyna</i>	48
Figure n°30 : Pourcentage d'inhibition du Radical DPPH• par la phase acétate d'éthyle D'EBA de <i>C. monogyna</i>	48
Figure n° 31 : Pourcentage d'inhibition du Radical DPPH• par la phase aqueuse (EBA) de <i>C. monogyna</i>	48
Figure n°32 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par l'extrait brut eau/acétone de <i>C. monogyna</i>	49
Figure n°33 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par la phase acétate d'éthyle d'EBEA de <i>C. monogyna</i>	50
Figure n°34 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par la phase aqueuse d'EBEA de <i>C. monogyna</i>	50
Figure n°35 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par l'acide ascorbique.....	51
Figure n°36 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par le BHA.....	51
Figure n°37 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par le BHT.....	51
Figure n°38 : Pouvoir réducteur du fer par l'extrait brut aqueux de <i>C. monogyna</i>	54
Figure n°39 : Pouvoir réducteur du fer par la phase acétate d'éthyle d'EBA de <i>C. monogyna</i>	54
Figure n°40 : Pouvoir réducteur du fer par la phase aqueuse d'EBA de <i>C. monogyna</i>	54
Figure n°41 : Pouvoir réducteur du fer de l'extrait brut eau/acétone de <i>C. monogyna</i>	55
Figure n°42 : Pouvoir réducteur du fer de la phase acétate d'éthyle d'EBEA de <i>C. monogyna</i>	55
Figure n°43 : Pouvoir réducteur du fer par la phase aqueuse d'EBEA de <i>C. monogyna</i>	55
Figure n°44 : Pouvoir réducteur du fer par l'acide ascorbique.....	56
Figure n°45 : Pouvoir réducteur du fer par le BHA.....	56
Figure n°46 : Pouvoir réducteur du fer par le BHT.....	57
Figure n°47 : Classement des IC ₅₀ des différents extraits de <i>C. monogyna</i> par le test de DPPH.....	59
Figure n°48 : Classement des EC ₅₀ des différents extraits de <i>C. monogyna</i> par le test FRAP.....	59
Figure n°49 : Teneurs en composés phénoliques des différents extraits de <i>C. monogyna</i>	60

Liste des tableaux

Tableau n°1 : Noms vernaculaires de l'aubépine.	21
Tableau n°2 : Différentes classes des flavonoïdes.....	24
Tableau n°3 : Propriétés thérapeutiques de <i>C. monogyna</i>	28
Tableau n°4 : Tests de screening phytochimique.	35
Tableau n°5 : Rendements et caractéristiques des différents extraits de la partie aérienne de <i>C. monogyna</i>	42
Tableau n°6 : Résultat de l'analyse phytochimique réalisé sur les extraits de la partie aérienne de <i>C. monogyna</i>	43
Tableau n°7 : Résultats du dosage des composés phénoliques des différents extraits de la partie aérienne de <i>C. monogyna</i>	46
Tableau n°8 : Valeurs des IC ₅₀ des différents extraits et des standards.	52
Tableau n°9 : Valeurs des EC ₅₀ des différents extraits et des standards.	58

Sommaire

Introduction générale	1
------------------------------------	---

Synthèse bibliographique

Chapitre 1 : Le stress oxydatif

1. Le stress oxydatif	3
2. Radicaux libres.....	3
2.2. Types de radicaux libres.....	4
2.2.1. Espèces réactives à l'oxygène (ERO)	4
2.2.2. Les espèces réactives azotées (ERN)	5
2.3. Origines des radicaux libres	6
3. Mécanismes d'action et conséquences du stress oxydant	7
4. Le pouvoir antioxydant	7
4.1. Protections cellulaires	8
4.1.1. Systèmes antioxydants enzymatiques endogènes	8
4.1.2. Systèmes antioxydants non-enzymatiques	9
4.1.3. Les antioxydants synthétiques.....	12
5. Méthodes de d'évaluation de l'activité antioxydante <i>in vitro</i>	13
5.1. Piégeage du radical 2,2 diphényle-1-picrylhydrazyl (DPPH')	13
5.2. Puissance antioxydante de réduction du fer (analyse FRAP)	14
5.3. Analyse par le réactif Folin-Ciocalteu (FC).....	15
5.4. Piégeage du radical peroxyde (ROO•).....	15
5.5. Piègeage du radical superoxyde (O ₂ ^{•-})	15
5.6. Piégeage du peroxyde d'hydrogène (H ₂ O ₂ scavenging activity).....	16
5.7. Capacité antioxydante réductrice cuivrique (CUPRAC)	17
5.8. Activité antioxydante par la méthode de décoloration du bêta-carotène (<i>β-carotene bleaching method</i>).....	18

Chapitre 2 : La plante d'étude

1. Généralités.....	19
2. Présentation de la plante <i>Crataegus monogyna Jacq</i>	19
3. Description botanique	19
4. Étymologie et dénominations vernaculaires	20
5. Systématiques.....	21
6. Utilisation traditionnelle.....	21
7. Composition phytochimique	22
8. Activités biologiques.....	28
9. Toxicité.....	30

Partie expérimentale

Matériel et méthodes

1. Matériel végétal.....	31
1.1. Préparation du matériel végétal.....	31
1.2. Extraction du matériel végétal.....	32
2. Calcul des rendements d'extraction.....	33
3. Analyses phytochimique	35
4. Dosage des composés phénoliques	36
5. Evaluation de l'activité antioxydante.....	38

Résultats et interprétations

1. Rendement d'extraction	42
2. Analyse phytochimique.....	43
3. Teneurs en composés phénoliques	44
4. Résultats de l'activité antioxydante.....	47
5. Comparaison entre les teneurs en composés phénoliques et l'activité antioxydante.....	59

Discussion	61
-------------------------	----

Conclusion et perspectives	62
---	----

Références bibliographiques	68
--	----

Introduction générale

Introduction générale

Depuis des temps immémoriaux, l'humanité a puisé dans son environnement les connaissances nécessaires à sa survie et à son bien-être. Bien avant l'apparition du langage, les expériences dans le domaine de la médecine et des remèdes naturels étaient transmises jetant ainsi les bases de ce qui est communément désigné comme "la médecine traditionnelle" (**World Health Organization, 2000**).

Au cours des dernières années, l'utilisation de la médecine traditionnelle s'est répandue à travers le monde et a gagné en popularité, touchant non seulement les populations des pays en développement qui y ont accès, mais aussi celles des pays où la biomédecine occupe une place prépondérante dans les systèmes de santé. L'étude de ces connaissances ancestrales par les sciences modernes révèle progressivement quelques secrets de la nature, permettant ainsi à l'humanité de continuer à évoluer (**Carine, 2014**).

Une part significative des recherches actuelles se concentre sur l'étude de composés antioxydants naturels qui agissent comme des agents de piégeage des radicaux libres. Ces radicaux sont générés de manière quotidienne dans l'organisme. Ce sont des composés hautement réactifs contenant un électron non apparié, essentiels à divers processus biologiques. Cependant, une surproduction de ces radicaux peut avoir des effets néfastes sur l'organisme, car ils peuvent endommager divers composants cellulaires tels que les protéines, les lipides et l'ADN, entraînant ainsi un état de stress oxydatif (**Pan et al., 2008**).

Au bout des dernières années, les antioxydants commerciaux utilisés ont principalement été des antioxydants synthétiques tels que le butylhydroxyanisole (BHA), le butylhydroxytoluène (BHT), le tertibutylhydroquinone (TBHQ) et l'acide ascorbique. Cependant, des préoccupations ont été soulevées quant à leur toxicité potentielle et à leur implication dans des dommages hépatiques et la carcinogenèse. Par conséquent, l'attention s'est portée sur la recherche et l'isolement d'antioxydants naturels à partir de sources végétales, dans le but de remplacer les antioxydants synthétiques (**Atmani et al., 2009**).

Notre étude s'inscrit dans ce contexte, et consiste à la recherche des activités antioxydantes des extraits de la partie aérienne de *Crataegus monogyna*, ou Aubépine à un style. C'est une plante médicinale comprend un groupe complexe d'arbres et d'arbustes, appartenant à la famille des *Rosaceae*, sous-famille des *Maloideae*, largement répandue dans de nombreux pays à travers le monde, notamment en Europe, en Asie et en Afrique du Nord. Elle est couramment utilisée en phytothérapie pour ses propriétés sédatives. Des propriétés

Introduction générale

bénéfiques pour le système cardiovasculaire sont associées à cette plante, notamment en termes de soutien de la fonction cardiaque et de régulation de la pression artérielle. Elle est également utilisée pour calmer les nerfs, favoriser la digestion et soulager les troubles du sommeil (Kumar *et al.*, 2012).

Ce manuscrit est divisé en deux parties :

La première partie présente une revue bibliographique sur le sujet de l'étude, dont le premier chapitre définit les concepts de stress oxydatif, de radicaux libres, d'antioxydants et les différentes méthodes d'évaluation de l'activité antioxydante. Le deuxième chapitre fournit des informations générales sur la plante étudiée, *C. monogyna*, notamment sa composition chimique, ses effets thérapeutiques et ses utilisations dans la pharmacopée traditionnelle.

La seconde partie décrit le travail expérimental qui comprend : le matériel et les méthodes utilisés dans cette étude. Ensuite, les résultats expérimentaux trouvés et qui portent sur :

- Une analyse phytochimique effectuée sur les métabolites secondaires de cette espèce.
- Des extractions des substances naturelles et une analyse quantitative des polyphénols, des flavonoïdes et des tanins.
- Une évaluation *in vitro* de l'activité antioxydante des extraits et des fractions de la plante en utilisant deux techniques : la réduction du fer et le piégeage du radical libre DPPH.

Enfin, une discussion générale et une conclusion viennent résumer l'étude dans son ensemble, mettant en évidence les résultats intéressants obtenus, tout en proposant des perspectives pour de futures recherches dans ce domaine spécifique.

Synthèse bibliographique

Chapitre 1 : Le stress oxydatif

1. Le stress oxydatif

Le stress oxydatif, connu également sous le nom de stress oxydant, survient lorsque les processus biochimiques responsables de la production des radicaux libres ne sont pas équilibrés par les mécanismes qui contrôlent et éliminent ces radicaux (**Bloomer & Fisher, 2008 ; Browne *et al.*, 2008 ; Power *et al.*, 2010 ; Sayre *et al.*, 2008**).

Ce déséquilibre peut se produire lorsque le système de défense antioxydant est submergé par une surabondance d'oxydants, ou lorsque les mécanismes de défense sont affaiblis en raison d'une carence en antioxydants. En conséquence, cet état perturbe l'équilibre ou l'homéostasie redox des cellules, les rendant vulnérables aux attaques des radicaux libres (**Kirschvink *et al.*, 2008**) (Fig. n°01).

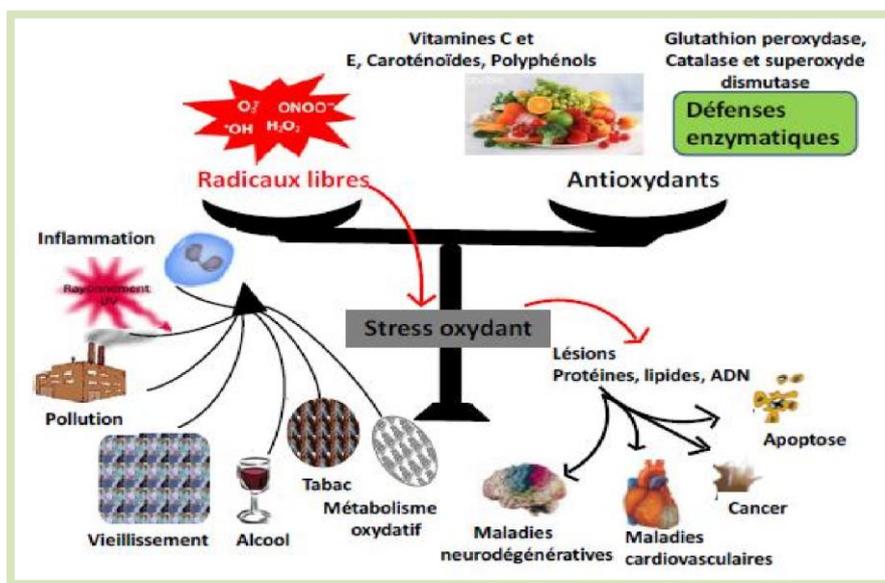


Figure n°1 : Balance radicaux libres / antioxydants (Sabour, 2017).

2. Radicaux libres

2.1. Définition

Les radicaux libres sont des molécules hautement réactives qui possèdent un électron non apparié dans leur orbitale externe. En raison de cette configuration électronique instable, ils peuvent réagir facilement avec d'autres molécules, entraînant des dommages cellulaires et tissulaires. Les radicaux libres jouent un rôle important dans le développement du stress oxydatif (**Finaud *et al.*, 2006 ; Goto *et al.*, 2008 ; Sayre *et al.*, 2005**).

2.2. Types de radicaux libres

Les processus de stress oxydatif dans les milieux biologiques impliquent la présence de radicaux libres contenant un électron non apparié sur un atome d'oxygène ou d'azote. Ils sont donc désignés sous le nom d'espèces réactives de l'oxygène (ERO) ou de l'azote (ERN) (Roberts *et al.*, 2010).

2.2.1. Espèces réactives à l'oxygène (ERO)

Les organismes aérobies utilisent l'oxygène comme substrat principal pour oxyder la matière organique et produire de l'énergie via la chaîne respiratoire. Cependant, l'oxygène peut également présenter un risque d'agression pour ces organismes.

Les molécules impliquées dans le stress oxydant peuvent être classées en deux catégories principales : les espèces radicalaires et les espèces non-radicalaires. La réactivité des radicaux libres varie d'un radical à l'autre et dépend de leur environnement (Delattre *et al.*, 2005).

2.2.1.1. Les espèces oxygénées réactives radicalaires

Les espèces oxygénées réactives radicalaires se caractérisent par la présence d'un ou plusieurs électrons non appariés, les rendant très réactives. Ces espèces comprennent :

- **L'anion superoxyde radicalaire ($O_2^{\cdot-}$)** : se forme lorsque l'oxygène reçoit un électron supplémentaire dans sa structure initiale (Codoner-Franch *et al.*, 2011).
- **Le radical perhydroxyle (HO_2^{\cdot})** : est plus réactif que le radical superoxyde précédent. Il se forme par protonation du superoxyde à un pH inférieur à 4,8.
- **Le radical hydroxyle (HO^{\cdot})** : et l'anion basique non radicalaire (OH^-) sont formés par la réduction monoélectronique du peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en présence d'un catalyseur. (Réaction de Fenton : $H_2O_2 + Fe^{2+} \rightarrow HO^{\cdot} + Fe^{3+} + OH^-$).
- **Le radical peroxyde (RO_2^{\cdot})** : est un radical secondaire qui se forme lorsque l'oxygène se lie aux radicaux centrés sur le radical R^{\cdot} . Sa réactivité se situe entre celle de l'anion radical superoxyde et celle du radical hydroxyle.
- **Le radical secondaire alkoxyde (RO^{\cdot})** est formé par la décomposition de l'hydroperoxyde (RO_2H), qui provient de l'oxydation du substrat RH , en présence de cations métalliques (Hennebelle, 2006).

2.2.1.2. Les espèces oxygénées réactives non radicalaires

Les espèces oxygénées réactives non radicalaires ne possèdent pas d'électrons non appariés, mais sont néanmoins hautement réactives. Ces espèces comprennent :

- **L'oxygène singulet ($^1\text{O}_2$)** est généré en présence de rayonnement ultraviolet ou par les leucocytes (Choe & Min, 2005).
- **Le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2)** est également toxique sous sa forme moléculaire, notamment en raison de sa conversion en radical hydroxyle en présence de cations métalliques tels que Fe^{2+} et Cu^+ (Wardman & Candeias, 1996).
- **L'acide hypochlorique (HOCl)** est produit par la catalyse de la myéloperoxydase à partir du peroxyde d'hydrogène, à des concentrations physiologiques (Sumaya Martinez, 2004).

2.2.2. Les espèces réactives azotées (ERN)

2.2.2.1. Espèces radicalaires azotées

Le monoxyde d'azote (NO^\bullet) est une molécule biologique qui joue un rôle important en tant qu'acteur clé dans divers processus physiologiques et pathologiques. Il agit à la fois comme un régulateur protecteur en limitant le stress oxydatif et en possédant des propriétés anti-inflammatoires, mais il peut également être impliqué de manière paradoxale dans certaines maladies telles que le diabète, l'athérosclérose, le cancer et les lésions neuronales dégénératives (Bouchouka, 2016).

2.2.2.2. Espèces non radicalaires azotées

Le **monoxyde d'azote (NO^\bullet)** réagit facilement avec la plupart des espèces oxygénées pour former du **dioxyde d'azote (NO_2)** ($2 \text{NO}^\bullet + \text{O}_2 \rightarrow 2 \text{NO}_2$). Ce dioxyde d'azote peut à son tour réagir avec le monoxyde d'azote pour produire du **trioxyde d'azote (N_2O_3)** ($\text{NO}^\bullet + \text{NO}_2 \rightarrow \text{N}_2\text{O}_3$), qui se transforme finalement en un **ion nitrate stable (NO_2^-)** ($\text{N}_2\text{O}_3 + \text{H}_2\text{O} \rightarrow 2 \text{NO}_2^- + 2 \text{H}^+$). De plus, le monoxyde d'azote réagit avec l'anion superoxyde pour former le **peroxynitrite (ONOO^-)** ($\text{NO}^\bullet + \text{O}_2^- \rightarrow \text{ONOO}^-$), qui est moins réactif que son précurseur azoté (Leroy, 2016) (Fig. n°02).

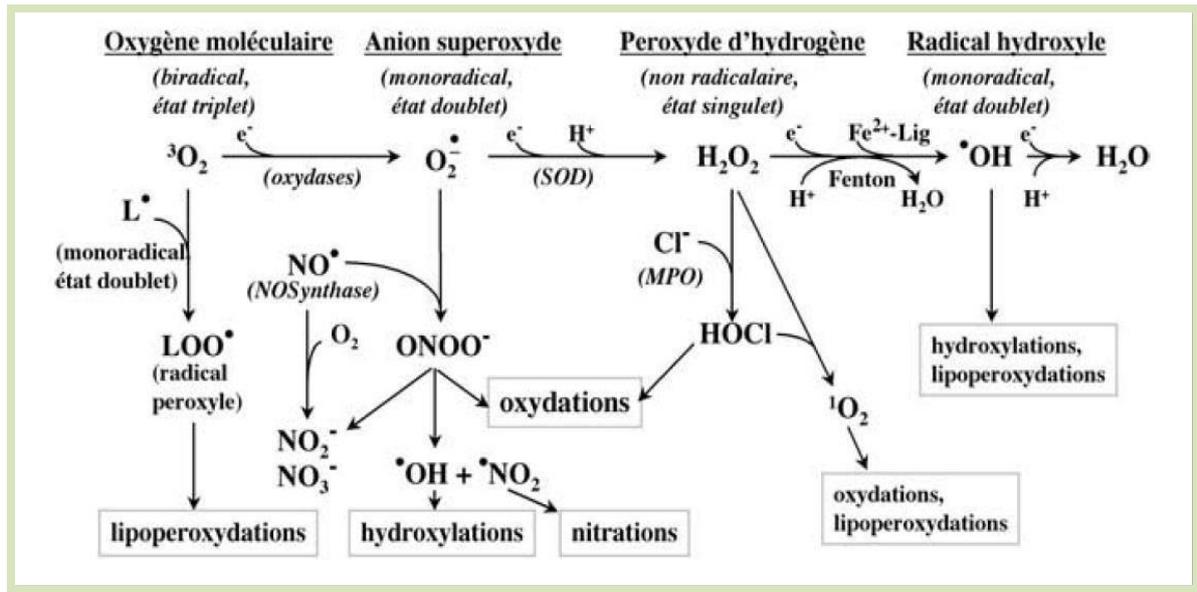


Figure n°2 : Les principales espèces réactives de l'oxygène et de l'azote (Debydupont *et al.*, 2002).

2.3. Origines des radicaux libres

2.3.1. Origine endogène

La production d'espèces réactives de l'oxygène (ERO) au sein des cellules des mammifères est issue de diverses sources, principalement d'origine enzymatique. Notamment la NAD(P)H oxydase membranaire et le complexe enzymatique mitochondrial de la chaîne respiratoire. D'autres sources, telles que la xanthine oxydase, les peroxysomes contenant des enzymes produisant du peroxyde d'hydrogène, les lipo-oxygénases et les réactions inflammatoires, peuvent également contribuer à la production de radicaux. (Delattre *et al.*, 2005) (Fig. n°03).

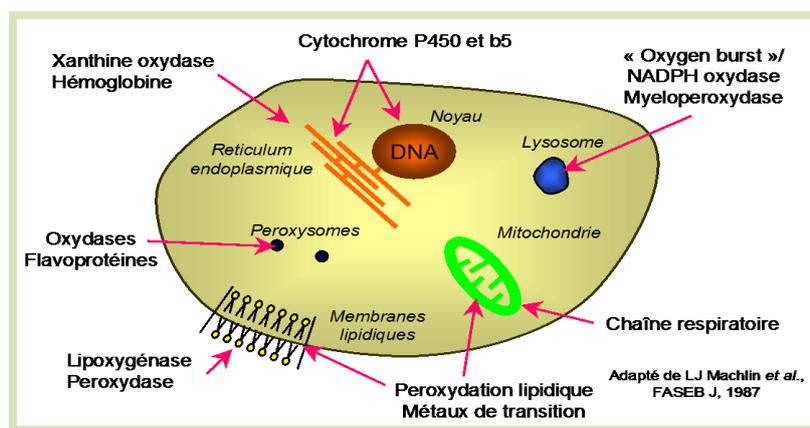


Figure n°3 : Sites de production intracellulaire des ERO (Rezaire, 2012).

2.3.2. Origine exogène

Des facteurs tels que les agents cancérogènes non-génotoxiques et les rayonnements UV peuvent entraîner la formation de radicaux libres (xénobiotiques, activation des leucocytes...). De plus, des substances présentes dans l'environnement telles que l'oxyde d'azote (NO) et le dioxyde d'azote (NO₂), ainsi qu'une alimentation déséquilibrée (raffinée, riche en graisses saturées et en sucre, consommation d'alcool...), favorisent également la génération de radicaux libres (Mena *et al.*, 2009).

3. Mécanismes d'action et conséquences du stress oxydant

Les espèces ERO et ERN sont connues pour avoir un double rôle dans les systèmes biologiques, car elles peuvent être à la fois néfastes mais aussi bénéfiques, voire indispensables, pour les organismes vivants (Valko *et al.*, 2004).

- Bénéfiques, lorsqu'ils jouent des rôles physiologiques dans les réponses cellulaires, tels que la lutte contre les agents infectieux et leur implication dans les systèmes de signalisation cellulaire.
- Nocifs, lorsqu'il existe un déséquilibre entre les niveaux d'ERO et d'ERN et les systèmes de défense, cela peut entraîner l'apparition de dommages souvent irréversibles pour la cellule (l'inactivation des protéines et des enzymes, l'oxydation des sucres tels que le glucose, la provocation de cassures et de mutations dans l'ADN, ainsi que l'induction de processus de peroxydation lipidique dans les acides gras polyinsaturés des lipoprotéines ou de la membrane cellulaire) (Heim *et al.*, 2002).

Ces altérations augmentent considérablement le risque de développer plusieurs maladies différentes associées aux radicaux libres tels que le vieillissement cellulaire, la mutagenèse, la carcinogenèse, les maladies coronariennes, les pathologies cardiovasculaires, le diabète, la dystrophie musculaire et la neurodégénérescence (Aruoma, 1998 ; Zou *et al.*, 2008).

4. Le pouvoir antioxydant

Comme mentionné précédemment, l'organisme dispose de mécanismes de défense enzymatiques et chimiques qui lui permettent, dans une certaine mesure, de limiter les dommages causés par les radicaux libres. Ces mécanismes de défense ont été développés au cours de l'évolution pour protéger l'organisme des effets néfastes des radicaux libres (Hennebelle, 2006).

4.1. Protections cellulaires

D'après **Dontha (2016)**, un **antioxydant** est une substance ou composé qui peut prévenir l'oxydation d'autres molécules. Il agit en interrompant la réaction en chaîne des radicaux libres en fournissant ses propres électrons pour les neutraliser, sans devenir lui-même un radical libre.

Un antioxydant efficace devrait répondre à plusieurs critères (**Valko et al., 2006**):

- De piéger directement et spécifiquement les radicaux libres;
- De chélater les ions de métaux de transition (tels que Fe^{2+} et Cu^{2+}) qui ont une importance biologique et qui peuvent favoriser la production de radicaux libres par la réaction de Fenton;
- D'interagir avec d'autres antioxydants et, dans la mesure du possible, les régénérer;
- D'avoir un effet positif sur l'expression des gènes;
- D'être rapidement absorbé par l'organisme;
- D'atteindre une concentration qualifiée de "physiologique" dans les tissus et les fluides biologiques;
- D'être efficace dans les milieux aqueux et/ou dans les membranes cellulaires.

Il existe différentes stratégies antioxydantes, Cela peut se faire en augmentant les défenses enzymatiques antioxydantes naturelles de l'organisme, ou en renforçant les défenses non enzymatiques par des moyens diététiques ou pharmacologiques.

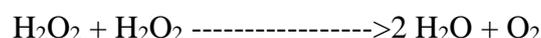
4.1.1. Systèmes antioxydants enzymatiques endogènes

Chez les mammifères ainsi que chez les plantes, les systèmes enzymatiques antioxydants les plus efficaces sont la superoxyde dismutase, la catalase, le glutathion peroxydase, la glutathion réductase et la glutathion S-transférase (Fig. n°04) (**Mates et al., 1999 ; Sharma et al., 2012**).

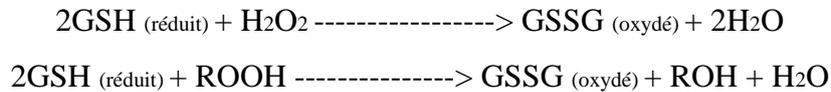
La fonction principale de la **superoxyde dismutase (SOD)** est de faciliter la dismutation des ions superoxydes en peroxyde d'hydrogène et en oxygène moléculaire (**Arisi et al., 1998**).



La **catalase**, principalement présente dans les peroxysomes et les érythrocytes, a la capacité de convertir le peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène moléculaire (**Nicholls, 2012**).



Les **glutathion peroxydases**, ou **GPx**, jouent un rôle important dans la réduction du peroxyde d'hydrogène en utilisant le glutathion (GSH) comme substrat. Le glutathion est oxydé lors de ces réactions, mais il peut être régénéré grâce à l'action de la glutathion réductase (**Valko et al., 2006**).



D'autres mécanismes de défense antioxydants comprennent les transferrines, les ferritines et les métallothionéines. Ces substances agissent en se liant aux métaux, limitant ainsi leur disponibilité dans les processus de génération de radicaux libres (**Béguel, 2012**).

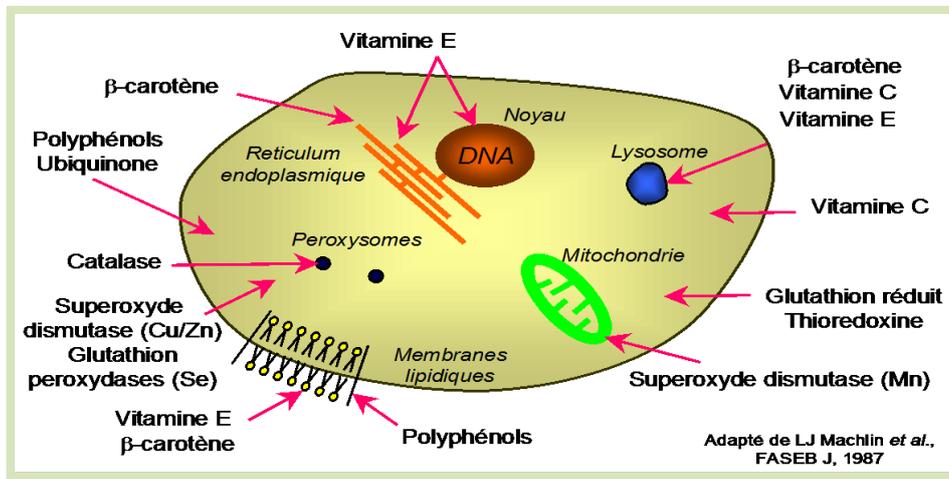


Figure n°4 : Schématisation des molécules intervenant dans les protections cellulaires
(Rezaire, 2012).

4.1.2. Systèmes antioxydants non-enzymatiques

a. Systèmes antioxydants endogènes

Le **glutathion** est le principal thiol, présent majoritairement sous sa forme réduite, peut réagir *in vitro* avec différents radicaux tels que HO^\bullet , RO_2^\bullet , RO^\bullet , 1O_2 , ONOO^- , ainsi que des radicaux carbonés et l'acide hypochloreux HOCl (**Masella et al., 2005**).

L'**acide lipoïque**, qui fait partie des thiols (non présenté dans le schéma), existe sous deux formes, oxydée et réduite, présentant des propriétés antioxydantes *in vitro* en capturant les radicaux HO^\bullet , RO_2^\bullet , HOCl et 1O_2 . De plus, en se liant à des métaux tels que le fer et le cuivre, il peut les désactiver du point de vue catalytique (**Smith et al., 2004**).

L'**acide urique**, présent sous forme d'urate à pH physiologique, présente des propriétés antioxydantes *in vitro* contre les radicaux HO[•] et RO₂[•], tout comme la bilirubine, les mélanines et la mélatonine (Delattre *et al.*, 2005).

b. Systèmes antioxydants exogènes

Les antioxydants chimiques exogènes (Fig. n°04) comprennent principalement les vitamines C et E, les caroténoïdes ainsi que des composés phénoliques (McCall & Frei, 1999).

▪ Vitamine C :

La vitamine C, également appelée acide ascorbique, est une substance soluble dans l'eau présente naturellement dans de nombreux fruits et légumes (non synthétisée par l'organisme humain). Son action antioxydante est due à sa forme ionisée abondante (AscH⁻) qui réagit facilement avec les radicaux libres, formant ainsi le radical ascorbate tricarbonyle (AscH[•]) stabilisé par résonance. En raison de son faible pKa, sa forme déprotonée radicalaire peu réactive (Asc^{•-}) est privilégiée (Fig. n°05) (Retsky *et al.*, 1999).

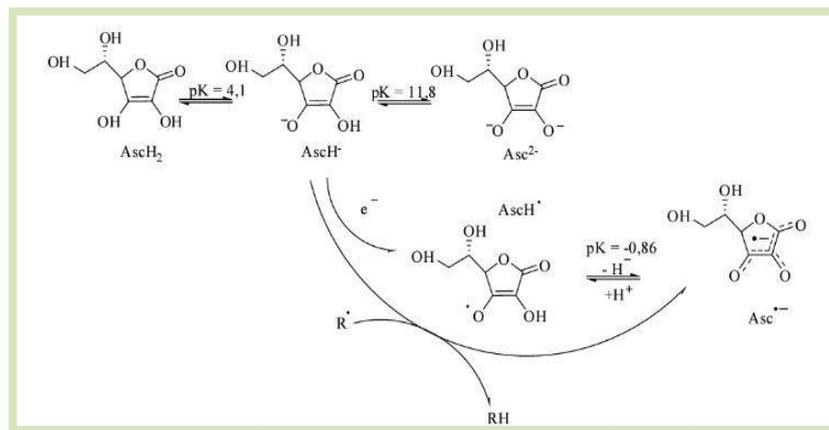


Figure n°5 : Différentes structures chimiques de la vitamine C et réaction avec les radicaux (Retsky *et al.*, 1999).

▪ Vitamine E

La vitamine E regroupe différents tocophérols et tocotriénols (ensemble de 8 molécules dont 4 tocophérols et 4 tocotriénols) (Fig. n°06), qui sont de puissants antioxydants alimentaires. Ils préviennent la formation d'hydroperoxydes en neutralisant les radicaux LOO[•] selon le mécanisme d'action suivant : LOO[•] + T-OH → T-O[•] + LOOH (Kaiser *et al.*, 1990 ; Yoshida *et al.*, 1993).

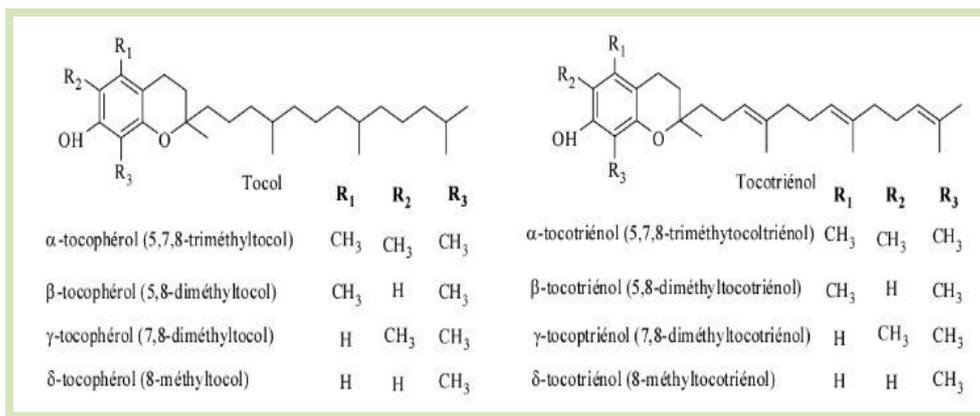


Figure n°6 : Structures chimiques des tocophérols et des tocotriénols (Yoshida *et al.*, 1993).

▪ Caroténoïdes

Les caroténoïdes (Car) sont des pigments présents dans les plantes et les microorganismes, regroupés en deux grandes familles : les carotènes et les xanthophylles (Fig. n°07). Ces composés possèdent une activité antioxydante liée à leur longue chaîne polyénique, qui leur permet d'interagir avec différents radicaux (ROO•, HO•, O₂•-, R•) en réalisant une addition électrophile et un transfert d'électrons (Fig. n°08) (Valko *et al.*, 2006).

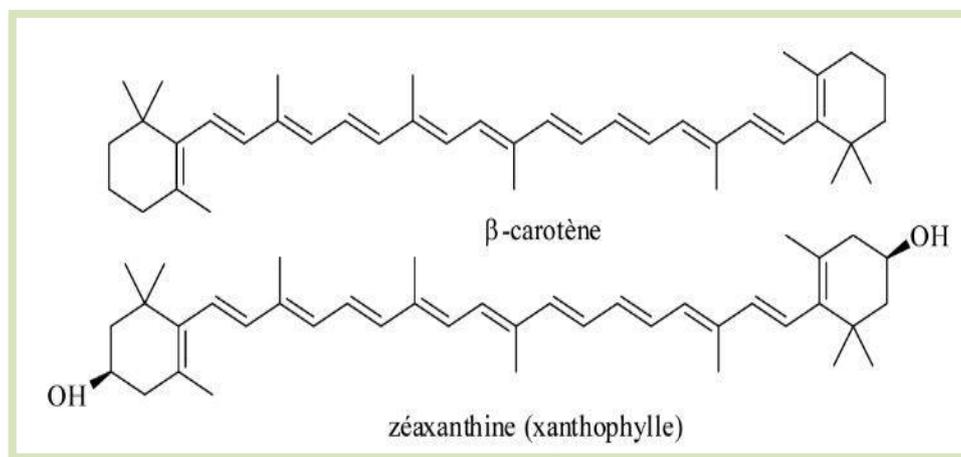


Figure n°7 : Exemples de carotène et xanthophylle (Valko *et al.*, 2006).

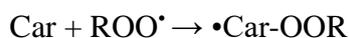
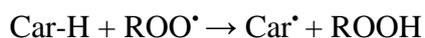
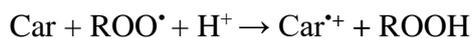


Figure n°8 : Mécanismes traduisant l'activité antioxydante des caroténoïdes, cas des ROO• (Valko *et al.*, 2006).

▪ Composés phénoliques

Ils sont des métabolites présents dans les plantes, qui partagent une structure commune de type 2-phénylbenzopyrane. (Fig. n°09). Leur capacité antioxydante repose sur leur capacité à interrompre les chaînes radicalaires grâce à des mécanismes de transfert d'électrons et de protons, ainsi qu'à chélater les ions des métaux de transition responsables de la catalyse de la peroxydation lipidique. Ces mécanismes sont illustrés dans la Figure n°10 (Leopoldini *et al.*, 2011 ; Schroeter *et al.*, 2002).

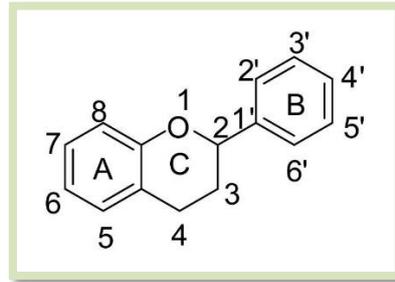


Figure n°9 : Structure chimique de la 2- phénylbenzopyrane (Schroeter *et al.*, 2002).

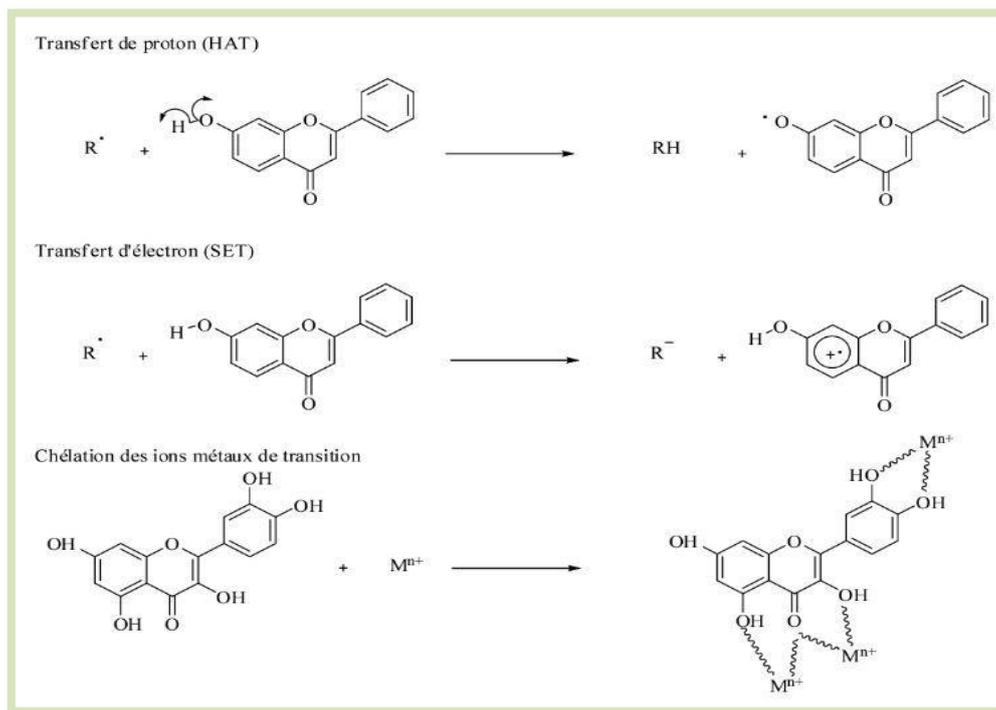


Figure n°10 : Mécanismes d'action antioxydante des composés phénoliques (Leopoldini *et al.*, 2011).

4.1.3. Les antioxydants synthétiques

Les antioxydants synthétiques comprennent diverses substances telles que le butylhydroxytoluène (BHT), le butylhydroxyanisole (BHA) et les esters de l'acide gallique,

notamment le gallate de propyle, le gallate doctyle et le dodécyle. Le BHT est un antioxydant puissant et abordable qui agit en interrompant les réactions en chaîne d'oxydation. Le BHA, quant à lui, est un mélange de deux isomères de position légèrement moins efficace que le BHT. En plus de ces composés, il existe d'autres antioxydants synthétiques moins couramment utilisés. Par exemple, la TBHQ (tertiobutylhydroquinone) est utilisée pour la conservation des huiles brutes. L'acide nordihydrogularétique (NDGA) est utilisé dans les produits à usage topique. Il y a également le 4-hydroxyméthyl 2,6-ditertiobutylphénol, connu sous le nom d'Ionox 100, dont les propriétés antioxydantes sont similaires à celles du BHT (Fig. n°11) (Santos *et al.*, 2012).

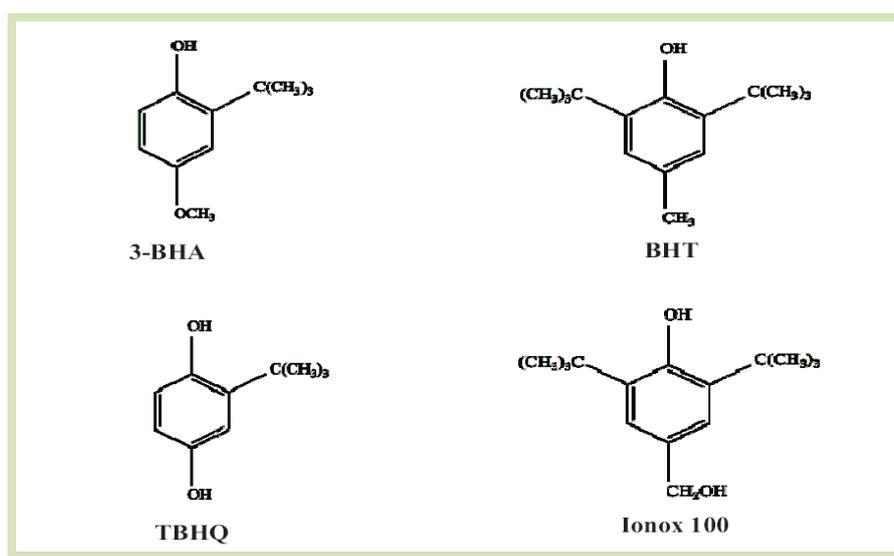


Figure n°11 : Structure chimique de quelques antioxydants synthétiques (Santos *et al.*, 2012).

5. Méthodes de d'évaluation de l'activité antioxydante *in vitro*

Un large éventail de méthodes analytiques est actuellement utilisé pour mesurer la capacité antioxydante. Parmi celles-ci, il y a

5.1. Piégeage du radical 2,2 diphenyle-1-picrylhydrazyl (DPPH[•])

Le DPPH[•], un composé violet, est réduit par des molécules ayant des propriétés antioxydantes, ce qui le transforme en hydrazine de couleur jaune pâle. La capacité de capture est habituellement évaluée dans des environnements organiques en observant la diminution de l'absorbance à une longueur d'onde de 515-520 nm jusqu'à ce qu'elle atteigne une valeur constante (Brand-Williams *et al.*, 1995).

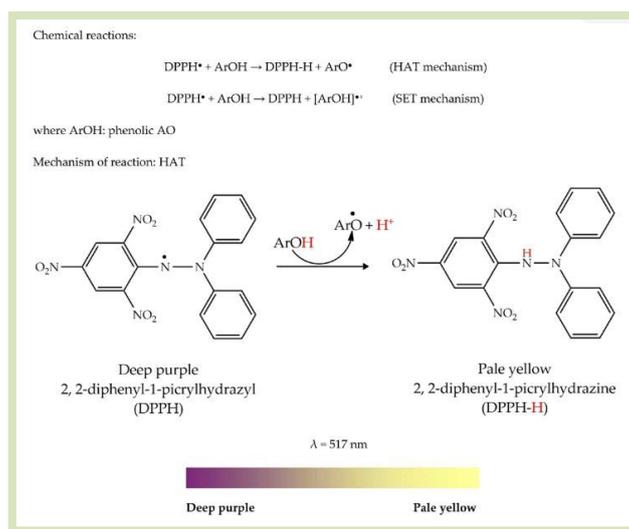


Figure n°12 : Mécanisme de réaction du 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH) (**Bibi Sadeer et al., 2020**).

5.2. Puissance antioxydante de réduction du fer (analyse FRAP)

L'analyse FRAP est utilisée pour évaluer la capacité des antioxydants à réduire intensément le complexe ferrique de la tripyridyl-s-triazine 2.4.6 [Fe (III) - (TPTZ) $2]^{3+}$ en un complexe ferreux coloré par le bleu [Fe (II) - (TPTZ) $2]^{2+}$ dans un milieu acide. Les résultats sont obtenus en mesurant l'augmentation de l'absorbance à une longueur d'onde de 593 nm (**Benzie & Strain, 1999**).

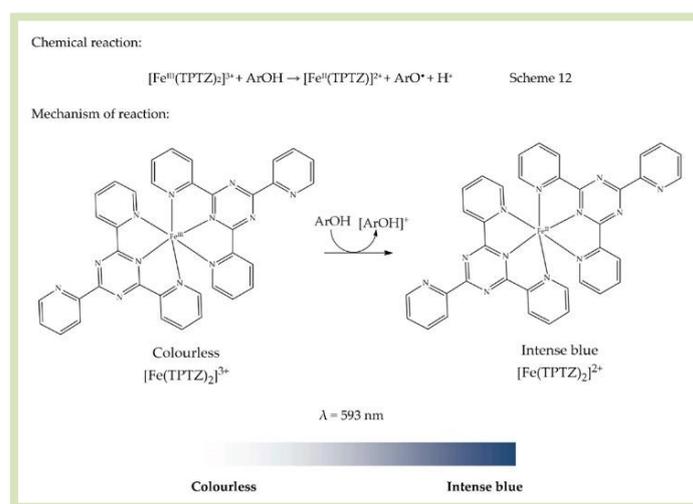


Figure n°13 : Mécanisme de réaction du pouvoir antioxydant réducteur ferrique (FRAP) (**Bibi Sadeer et al., 2020**).

5.3. Analyse par le réactif Folin-Ciocalteu (FC)

L'analyse FC repose sur le transfert d'électrons dans un milieu alcalin à partir de composés phénoliques et d'autres espèces réductrices vers le molybdène, formant des complexes bleus qui peuvent être détectés par spectrophotométrie à une longueur d'onde de 750-765 nm (Singleton *et al.*, 1999).

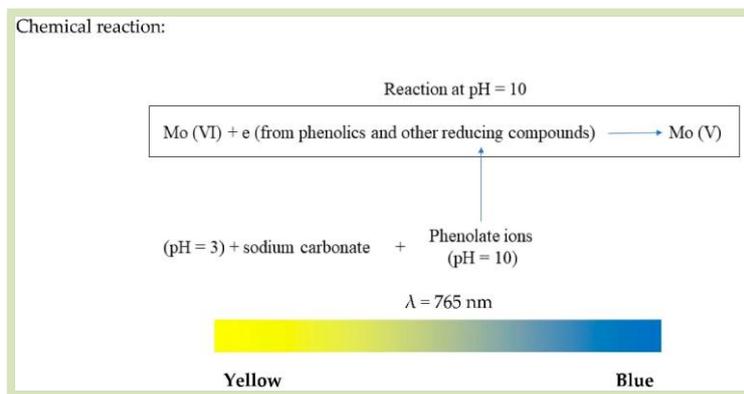


Figure n°14 : Dosage de Folin–Ciocalteu (F–C) (Bibi Sadeer *et al.*, 2020).

5.4. Piégeage du radical peroxyde (ROO•)

La méthode ORAC (Oxygen-Radical Absorbance Capacity), développée par Cao *et al.* en 1993, utilise la β -PE (Porphyridium cruentum β Phycoerythrin ou Phycoérythrine) qui est une protéine fluorescente. Lorsqu'elle est exposée à l'AAPH (2,2'-azobis (2-amidinopropane) dichloride), un composé générateur de radicaux peroxydes, la structure tétramérique de la β -PE est altérée, ce qui entraîne sa dimérisation. La cinétique de diminution de la fluorescence est directement liée à la concentration de radicaux libres présents dans le volume réactionnel.

5.5. Piégeage du radical superoxyde ($\text{O}_2^{\bullet-}$)

L'anion superoxyde $\text{O}_2^{\bullet-}$ est généré *in vitro* à l'aide du système hypoxanthine/xanthine oxydase. Dans cette méthode, le radical superoxyde réduit le NBT^{2+} (Nitro-Blue Tétrazolium), qui est initialement de couleur jaune, en formazan bleu de couleur pourpre, absorbant à 560 nm. Ainsi, un composé antioxydant capable de capturer l'anion superoxyde empêchera la formation du formazan bleu, laissant la solution de couleur jaune. Les mesures d'absorbance obtenues permettent de calculer le pourcentage d'inhibition de la réduction du NBT^{2+} (Parejo *et al.*, 2002).

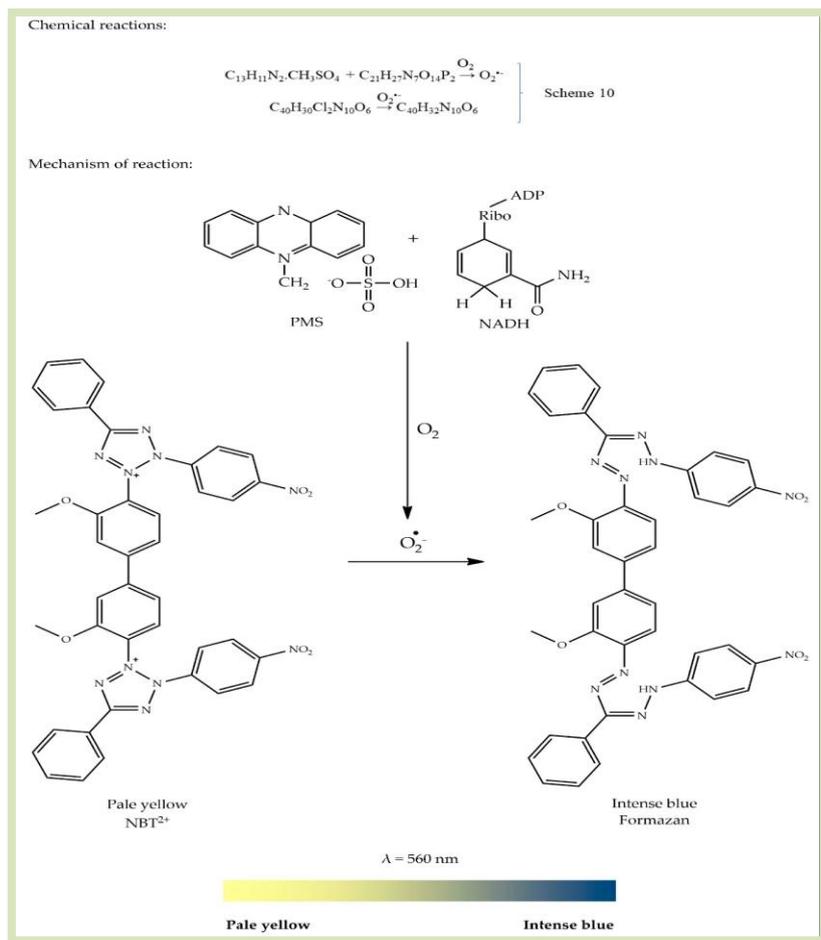


Figure n°15 : Mécanisme de réaction d'O₂⁻ (Bibi Sadeer *et al.*, 2020).

5.6. Piégeage du peroxyde d'hydrogène (H₂O₂ scavenging activity)

Cette méthode repose sur l'absorption de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) dans la région des ultraviolets (UV). Lorsque les composés de piégeage réduisent la concentration de H₂O₂, l'absorbance de ce dernier à 230 nm diminue également. Cependant, il est important de noter que les échantillons peuvent également présenter une absorption à cette longueur d'onde, ce qui nécessite la réalisation d'une mesure de référence (blanc) (Malgalhaes *et al.*, 2008).

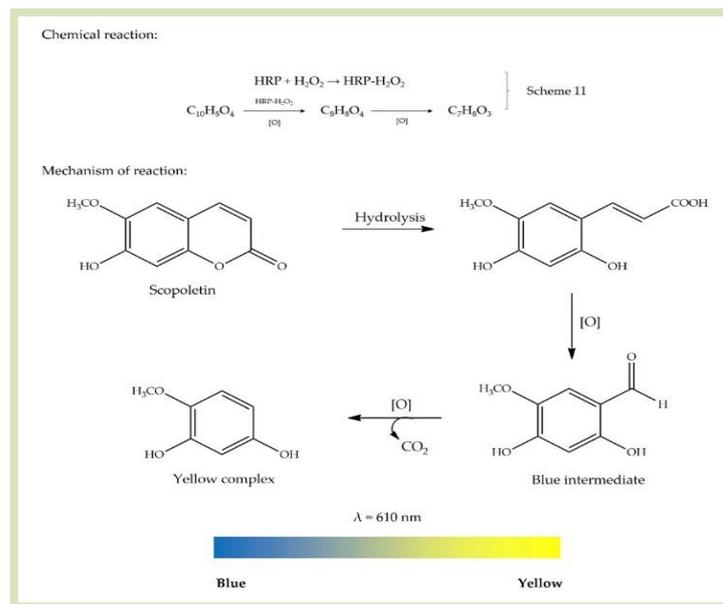


Figure n°16 : Mécanisme de réaction d'H₂O₂ (Bibi Sadeer *et al.*, 2020).

5.7. Capacité antioxydante réductrice cuivrique (CUPRAC)

Le chromogène utilisé dans ce dosage est la bis(néocuproïne) cation cuivre (II) [Cu (Nc)₂⁺²]. Lors de sa réduction par un antioxydant, le chromophore bleu clair est réduit dans un chélate de bis(néocuproïne) cuivre (I) jaune orangé [Cu (Nc)₂⁺] lisible à 450 nm. La réaction CUPRAC nécessite un temps de réaction de 30 à 60 minutes (Sadeer *et al.*, 2020).

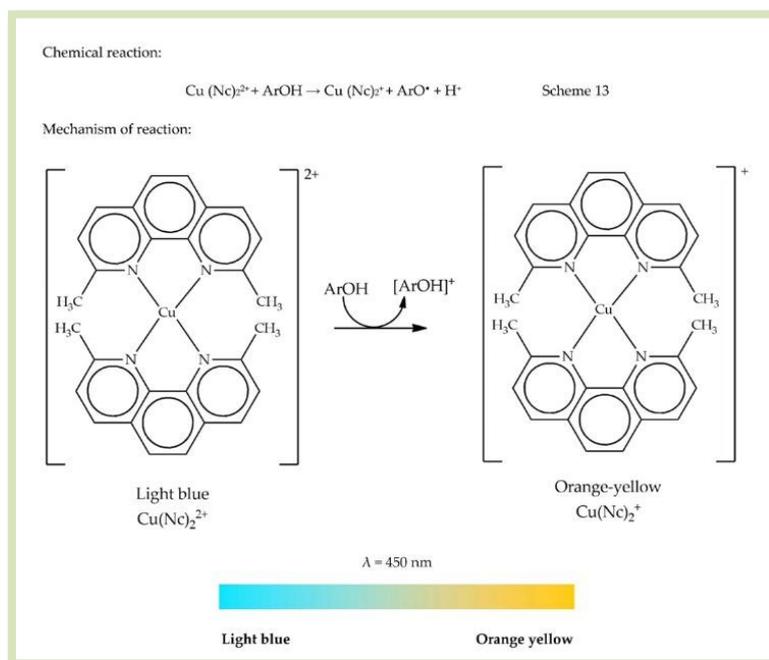


Figure n°17 : Mécanisme de réaction de réduction de la capacité antioxydante cuivrique (CUPRAC) (Bibi Sadeer *et al.*, 2020).

5.8. Activité antioxydante par la méthode de décoloration du bêta-carotène (*β-carotene bleaching method*)

Lorsque l'acide linoléique s'oxyde, il produit des radicaux peroxydes. Ces radicaux libres induisent ensuite l'oxydation du β -carotène, ce qui entraîne la disparition de sa couleur rouge qui est absorbée à une longueur d'onde de 470 nm. Cependant, la présence d'un antioxydant pourrait neutraliser les radicaux libres dérivés de l'acide linoléique, prévenant ainsi l'oxydation et le blanchissement du β -carotène. (Koleva *et al.*, 2002 ; Laguerre *et al.*, 2007).

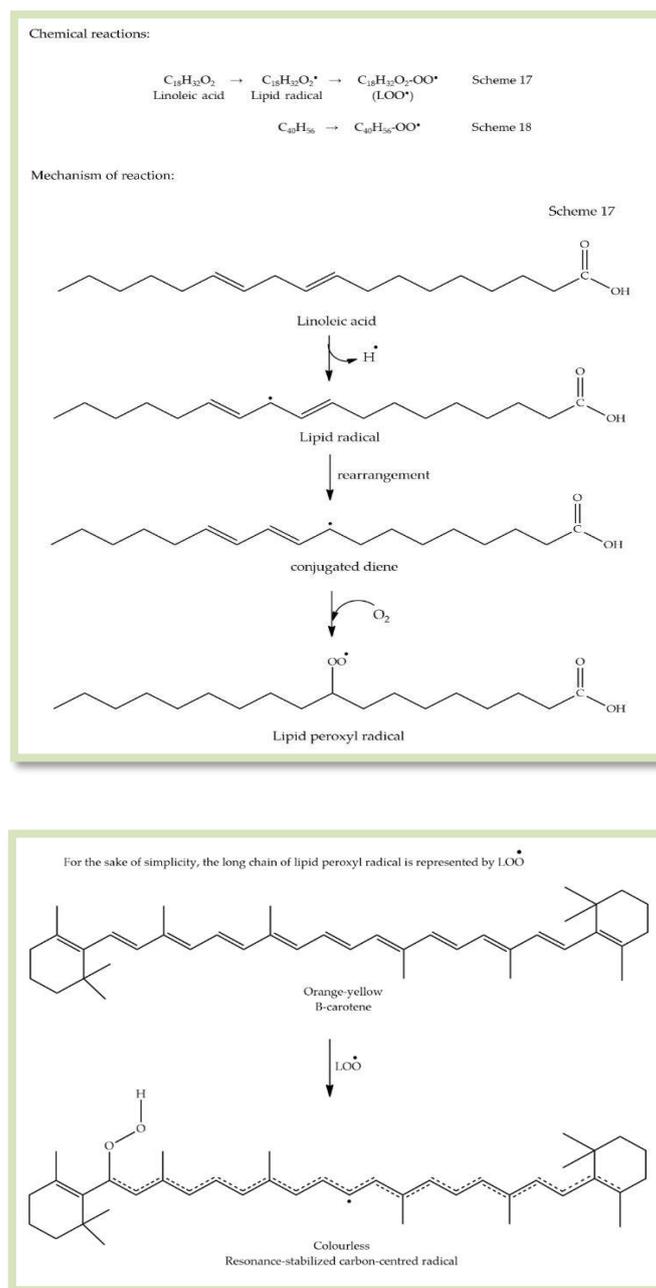


Figure n°18 : Mécanisme d'action du β -carotène (Bibi Sadeer *et al.*, 2020).

Chapitre 2 : La plante d'étude

1. Généralités

De nombreuses plantes dans le monde ont des propriétés thérapeutiques en raison de leurs principes actifs qui agissent directement sur l'organisme. Elles sont utilisées à la fois en médecine conventionnelle et en phytothérapie, présentant de nombreux avantages (Farnsworth *et al.*, 1985).

Les plantes possèdent une activité biologique attribuable à leur capacité à synthétiser des métabolites secondaires qui ont des propriétés analgésiques, antifongiques, anticancéreuses, anti-inflammatoires, antivirales, ainsi qu'une activité antioxydante (qui permet la capture de radicaux ou la chélation des métaux) (Ghedira, 2005 ; Jaccot & Campillo, 2003 ; Kabera *et al.*, 2014).

Crataegus monogyna Jacq. (Rosacées) communément appelée aubépine est une plante officielle du système de médecine homéopathique pour traiter diverses affections du système cardiovasculaire. Ces derniers temps, cette plante a fait l'objet d'investigations phytochimiques, pharmacologiques, précliniques et cliniques et de nombreuses nouvelles investigations ont été indiquées (Kashyap *et al.*, 2012).

2. Présentation de la plante *Crataegus monogyna* Jacq

C. monogyna, également connue sous le nom d'Aubépine monogyne, a été identifiée depuis l'Antiquité sous le terme "*krataios*", en référence à la dureté de son bois. Le terme "*monogyna*" souligne la particularité de sa fleur qui ne possède qu'un seul pistil. Cette espèce arbuste de la famille des Rosacées, qui comprend environ 100 genres et plus de 1200 espèces de *Crataegus* réparties spontanément en Europe, en Afrique et en Asie (Amal-Schnebelen & Goetz, 2007 ; Kashyap *et al.*, 2012 ; Nabavi *et al.*, 2015 ; Peschel *et al.*, 2008).

L'aubépine est une plante robuste et adaptable, capable de résister à des conditions climatiques difficiles et de s'adapter à différents types de sols, préférant les sols calcaires. Elle prospère dans des emplacements ensoleillés avec des sols légers. En Algérie, elle est largement répandue et présente dans tout le pays, à l'exception des hauts plateaux. Elle est souvent observée dans les forêts et les maquis de l'Atlas Tellien (Aymonin, 1993 ; Farhat, 2007 ; Pierre, 2006).

3. Description botanique

Il s'agit d'un arbuste épineux très répandu, atteignant généralement entre 1 et 4 mètres de hauteur. Les tiges sont ligneuses, de couleur brun foncé. Les feuilles sont lobées, divisées en 3

ou 5 lobes de couleur vert foncé ou vert brun. Les fleurs ont un calice tubulaire et une corolle composée de pétales distincts. La fleur contient un pistil formé d'un seul carpelle fusionné avec le calice et surmonté d'un long style, ce qui lui vaut le nom de "*monogyna*". Elle contient également un seul ovule. Le fruit est une petite drupe charnue et ovoïde, mesurant de 8 à 10 mm de long, couronnée par les lobes du calice. Sa surface est lisse, de couleur rouge ou jaunâtre. À l'intérieur du fruit, il y a une pulpe farineuse et une graine (Fig. n°19) (Kumar *et al.*, 2012 ; Mohand, 2006 ; Nemezc, 2001).



Figure n°19 : Différentes parties de *Crataegus monogyna* Jacq. (Barros *et al.*, 2011).

(A): Arbre complet, (B): feuilles, (C): fleurs, (D), (E) : fruits

4. Étymologie et dénominations vernaculaires

Toutes les espèces végétales appartenant au genre *Crataegus* sont communément appelées aubépines (Verma *et al.*, 2007).

L'aubépine a reçu plusieurs appellations vernaculaires dans divers pays du monde, et parfois même au sein d'une même région (Tabl. n°01).

Tableau n°1 : Noms vernaculaires de l'aubépine.

Langue	Nom vernaculaire	Références
Anglais	Hawthorn, Quickthorn	(Zhang, 2002).
Français	Épine blanche, Épine de mai, Valériane du cœur, Senellier	(Fabre <i>et al.</i> , 1992).
Arabe	Zaarour Berri, Admam, Boumekhri, Baba Aajina, Ain Elbakra	(Djerroumi et Nacef, 2004).
Berbère	Idhmim, Atelmen, Zaarour	
Indien	Vansaangli	(Kashyap <i>et al.</i> , 2012).

5. Systématiques

Selon la classification des plantes à fleurs de **Cronquist (1981)**, l'espèce *C. monogyna* Jacq. Est classée de la manière suivante :

- **Embranchement** : Spermaphytes.
- **Classe** : Magnoliopsida.
- **Sous/classe** : Rosidée.
- **Ordre** : Rosales.
- **Famille** : Rosacée.
- **Genre / espèce** : *Crataegus monogyna* Jacq.

6. Utilisation traditionnelle

Les produits naturels ont été d'une grande importance dans le traitement des maladies depuis l'Antiquité. En fait, dans la médecine traditionnelle, les plantes médicinales et les formulations à base de plantes jouent un rôle crucial dans la prévention et l'atténuation de différentes maladies humaines (**Nabavi *et al.*, 2015**).

Le *C. monogyna*, également connu sous le nom d'aubépine commune, est une plante qui a été traditionnellement utilisée à des fins médicinales depuis des siècles. Ses parties aériennes et ses baies sont utilisées en phytothérapie pour traiter une variété de problèmes de santé, elles ont une utilisation variée en médecine traditionnelle chinoise, européenne et maghrébine (Poitevin, 2014).

Les fruits, les feuilles et les fleurs d'aubépine, ainsi que leurs combinaisons, ont été traditionnellement utilisés en Europe pour leurs propriétés astringentes, antispasmodiques, cardiotoniques, diurétiques et hypotensives. Les fruits de l'aubépine sont employés en médecine traditionnelle chinoise pour favoriser la digestion et améliorer la fonction gastrique, ainsi que pour augmenter la circulation sanguine. Au Mexique, le diabète est traité avec des extraits d'aubépine. Ils sont souvent utilisés pour traiter autres problèmes telles que l'indigestion avec distension épigastrique, l'angine de poitrine, la diarrhée, l'aménorrhée, l'hypertension et l'hyperlipidémie (Leung & Foster, 1996 ; Rigelsky & Sweet, 2002).

Une décoction de feuilles et de fruits de *C. monogyna* est préparée pour traiter les maladies cardiovasculaires, le cancer, le diabète, la faiblesse sexuelle et les affections calculeuses dans le système de médecine traditionnelle arabe (Miller, 1998 ; Ju, 2005).

Le *C. monogyna* possède d'autres propriétés bénéfiques pour la santé. Il peut également aider à soulager les symptômes de l'asthme, de la bronchite et d'autres troubles respiratoires, ainsi que les douleurs menstruelles et à réguler le cycle menstruel. En outre, il peut aider à réduire l'anxiété et l'insomnie. Il est également utilisé pour traiter les problèmes hépatiques tels que la jaunisse et l'hépatite, ainsi que les problèmes de peau tels que l'eczéma et l'acné. Il peut même aider à soulager la fatigue oculaire et les yeux rouges (El-Sayed *et al.*, 2013 ; Feng *et al.*, 2014 ; Hariri *et al.*, 2015 ; Lin *et al.*, 2014 ; Mirabi *et al.*, 2015 ; Shaik, *et al.*, 2018).

D'autre part, le fruit de l'aubépine est également employé dans l'industrie alimentaire pour la fabrication de confitures, de gelées, de boissons et de vins (Leung & Foster, 1996).

7. Composition phytochimique

Compte tenu des usages médicinaux traditionnels de *C. monogyna*, les scientifiques modernes ont largement étudié les constituants chimiques, auxquels les effets pharmacologiques pourraient être attribués.

7.1. Composition en métabolites primaires

La plante *C. monogyna* est connue pour sa richesse en métabolites primaires, qui sont des composés organiques essentiels à la survie de la plante. Ces métabolites comprennent des glucides, des acides aminés, des lipides et des nucléotides (Kivrak *et al.*, 2015).

❖ Glucides

Les glucides sont le principal métabolite primaire de cette plante. Elle contient une variété de glucides, notamment des monosaccharides tels que le glucose, le fructose, et le xylose, des disaccharides tels que le saccharose, ainsi que des polysaccharides tels que l'amidon et les fibres alimentaires. Les sucres alcooliques, y compris le sorbitol et le myo-inositol, ont également été quantifiés (Urbonaviciute *et al.*, 2006).

❖ Acides aminés

La plante contient une variété d'acides aminés, notamment l'alanine, l'asparagine, l'arginine, la glutamine, la glycine, la leucine et la tyrosine (Kivrak *et al.*, 2015).

Seules les fleurs renferment des amines cardiotoniques, notamment la triméthylamine, la phénylalanine et la tyramine (Davies, 2000).

❖ Lipides

Les lipides sont également présents dans la plante, sous forme d'acides gras tels que l'acide linoléique et l'acide oléique (Bahramikia *et al.*, 2009).

Selon (Herrara, 1984), les parties comestibles du *Crataegus monogyna* contiennent respectivement 2,5 g/100 g de matière sèche de protéines et 2,3 g/100 g de matière sèche de lipides.

❖ Vitamines

L'aubépine contient des vitamines telles que la vitamine C, la vitamine E et la vitamine K. La vitamine C est un antioxydant important qui aide à protéger les cellules contre les dommages oxydatifs, tandis que la vitamine E joue un rôle clé dans la protection des membranes cellulaires (Boudraa, 2007).

❖ Minéraux

Cette plante est riche en différents minéraux qui sont bénéfiques pour la santé notamment le Calcium, Magnésium, Potassium, Fer, Zinc, Cuivre, Manganèse, Sodium, Phosphore, Cobalt et le Plomb. Ces minéraux sont importants pour la santé des os, des muscles et du système nerveux (Ozcan *et al.*, 2005).

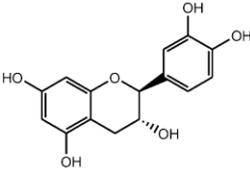
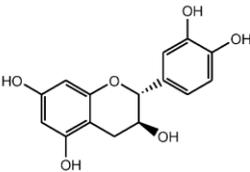
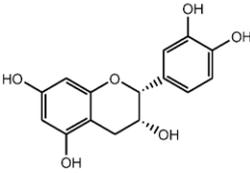
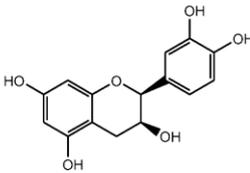
7.2. Composition en métabolites secondaires

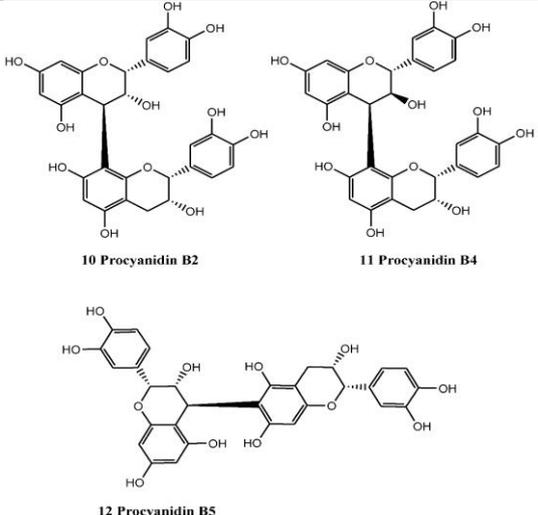
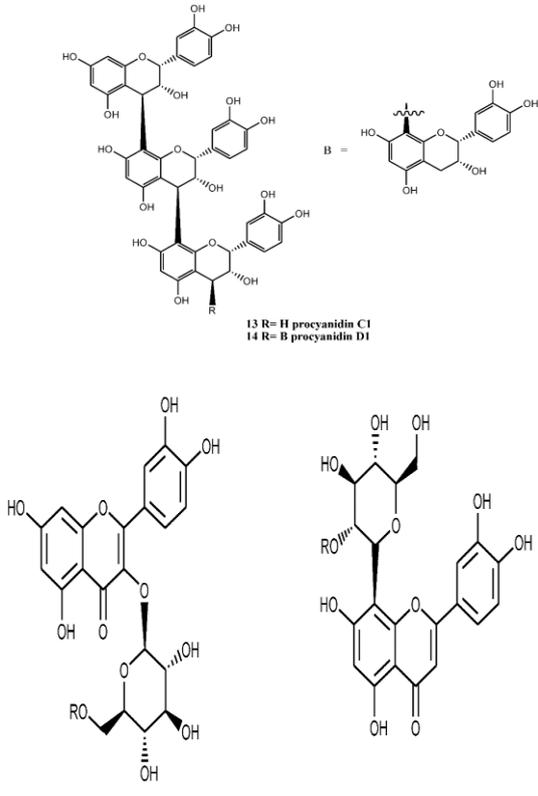
Les métabolites secondaires sont regroupés en différentes catégories, parmi lesquelles les composés phénoliques, les terpènes et les alcaloïdes. Chacune de ces catégories regroupe une grande variété de composés qui présentent une vaste gamme d'activités biologiques (Ali *et al.*, 2001 ; Lim *et al.*, 2007).

7.2.1. Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont considérés comme les principaux métabolites actifs de cette plante. En raison de leurs nombreuses activités pharmacologiques, allant de la capacité antioxydante à l'activité protectrice contre les maladies chroniques, telles que le cancer, le diabète et l'inflammation (Habtemariam & Varghese, 2014), ils sont subdivisés en plusieurs classes, (Tableau n°02).

Tableau n°2 : Différentes classes des flavonoïdes.

Classes		Molécules	Références
Flavan-3-ols	(±)-catechins	 6 (-)-Catechin (2S,3R)	(Bahorun <i>et al.</i> , 2003) Nabavi <i>et al.</i> , 2015)
		 7 (+)-Catechin (2R,3S)	
	 8 (-)-Epicatechin (2R,3R)		
(±)-epicatechins	 9 (+)-epicatechin (2S,3S)		

<p>Procyanidines</p>	<p>Catéchines dimères (procyanidines)</p>	 <p>10 Procyanidin B2</p> <p>11 Procyanidin B4</p> <p>12 Procyanidin B5</p>	<p>(Bahorun <i>et al.</i>, 2003 ; Rohr <i>et al.</i>, 1999)</p>
<p>Procyanidines</p>	<p>(-)-épicatéchine trimère (C1) et tétramère (D1)</p>	 <p>13 R=H procyanidin C1 14 R=B procyanidin D1</p> <p>15 R=H Hyperoside 16 R= Rhamnose Rutin</p> <p>17 R=H vitexin 18 R= rhamnose = Vitexin-2''-O-rhamnoside</p>	

7.2.2. Acides chlorogéniques

Acide chlorogénique et ses isomères (Fig. n°20, composés n° 29, 30, 31) sont les principaux composants des fleurs et des cultures en suspension cellulaire de *C. monogyna*. Une enquête sur la composition de la fleur, utilisant l'analyse HPLC-DAD-ESI/MS, a indiqué la présence d'autres acides caféoylquiniques, y compris les acides 3- et 4-O-dérivés de caféoyle (**Bahorun et al., 1994 ; Barros et al., 2012 ; Froehlicher et al., 2009**).

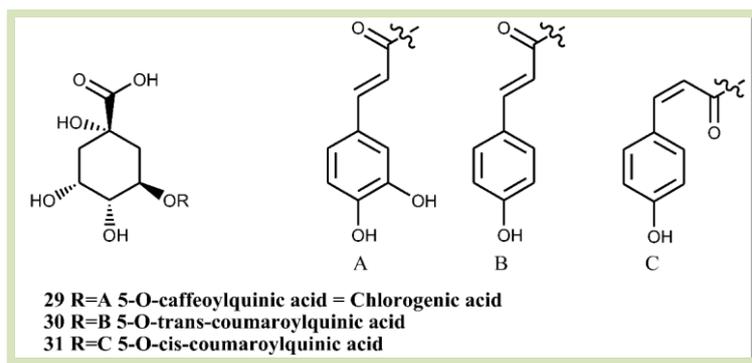


Figure n°20 : L'acide chlorogénique et ses isomères de fleurs et de cultures en suspension cellulaire de *C. monogyna* (**Nabavi et al., 2015**).

7.2.3. Triterpènes

En utilisant la méthode GC-MS, **Caligiani et al. (2013)**, ont identifié les acides bétulinique (composé n°37), oléanolique (composé n°32) et ursolique (composé n°33) dans les extraits floraux de *C. monogyna*. Le butyrospermol (composé n°34), le 24-méthylène-24-dihydrolanostérol (composé n°35) et le cycloarténol (composé n°36) ainsi que des alcools aliphatiques simples ont également été isolés des parties aériennes (**Garcia et al., 1997**).

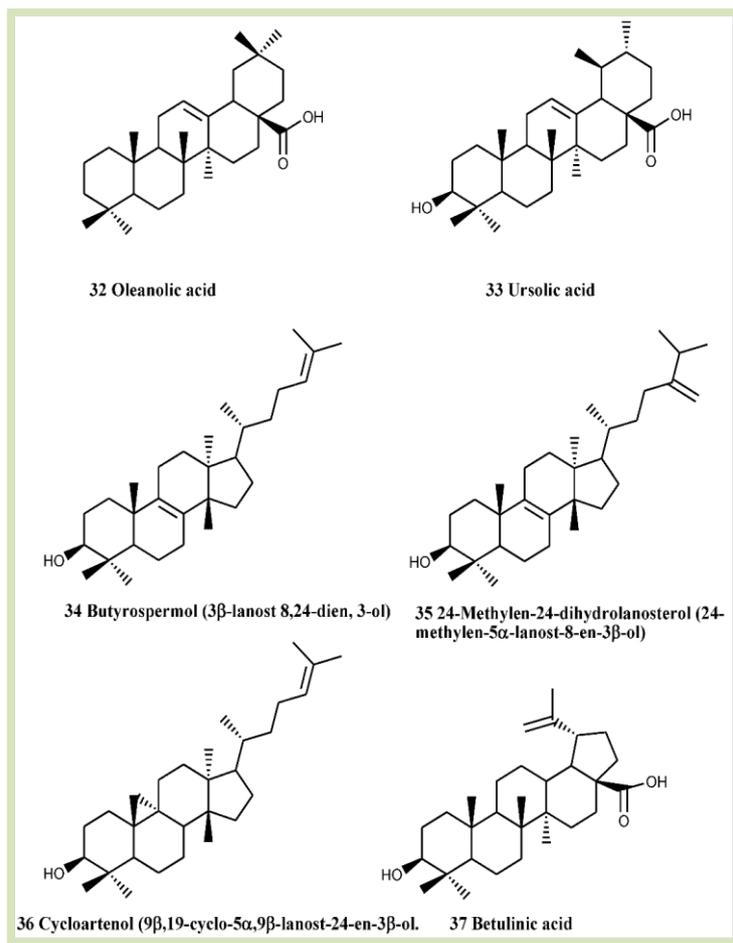


Figure n°21 : Triterpènes des parties aériennes (rameaux, tiges et feuilles) de *C. monogyna* (Nabavi *et al.*, 2015).

8. Activités biologiques

Des études scientifiques ont montré que cette plante possède diverses activités physiologiques et pharmacologiques intéressantes en raison de la présence de différents composés naturels bioactifs. Le tableau n°03 résume ces activités.

Tableau n°3 : Propriétés thérapeutiques de *C. monogyna*.

Activité biologique (Type d'action)	Parties étudiées	Extraits étudiés	Références
Cardioprotectrice	Feuilles, fleurs, fruits	Eau/éthanol	(Nasri <i>et al.</i> , 2018)
Antithrombotique	Feuilles	Éthanol	(Arslan <i>et al.</i> , 2015)

Anti-inflammatoire	Feuilles, fleurs	Alcoolique	(Jabbari <i>et al.</i> , 2017)
Antimicrobienne	Feuilles	Eau/éthanol	(Asgari <i>et al.</i> , 2014)
Anti-cancéreuse	Feuilles, Fruits, Fleurs	Éthanol à 70%	(Gholamnezhad <i>et al.</i> , 2018) (Mocin <i>et al.</i> , 2018) (Fattahi <i>et al.</i> , 2013)
Anti-diabétique	Feuilles	Aqueux	(Taher <i>et al.</i> , 2018)
Antioxydante	Feuilles Fruits Fleurs	Acétone, acétate d'éthyle	(Taheri <i>et al.</i> , 2013) (Zhou <i>et al.</i> , 2015) (Tajik <i>et al.</i> , 2014) (Amor, 2018 ; Bahorun <i>et al.</i> , 2003 ; Bernatonienè <i>et al.</i> , 2008 ; Kashyap <i>et al.</i> , 2012)
Hypotensive	Feilles, fruits, fleurs	Aqueux	(Martinelli <i>et al.</i> , 2021)
Hypolipémiant	Fruits	Alcoolique	(Oladiji <i>et al.</i> , 2007)
Sédative (Diminue Anxiété, dépression, stress)	Baies et feuilles	Alcoolique	(Kashyap <i>et al.</i> , 2012)
Gastro-protectrice	Fruits	Eau/éthanol	(Abolhassani <i>et al.</i> , 2011)
Immunomodulatrice	Feuilles, baies	Alcoolique	(Elango & Devaraj, 2010)

Hépatoprotectrice	Fruits	Aqueux	(Rasool <i>et al.</i> , 2010)
Neuroprotectrice	Feuilles	Aqueux	(Asadi-Shekaari <i>et al.</i> , 2012)

9. Toxicité

Des doses excessives d'aubépine peuvent causer des problèmes cardiaques, respiratoires et digestifs chez l'homme, ainsi que des allergies cutanées légères, transpiration, maux de tête et la somnolence. Chez les jeunes enfants, une consommation excessive de fruits peut provoquer une hypotension sévère. En outre, le pollen de l'aubépine est allergène. Des recherches ont montré que des doses élevées d'aubépine peuvent entraîner une diminution de la fonction cardiaque, une hypotension et un ralentissement du pouls. Il est signalé également une diminution du tonus intestinal et, dans les cas d'intoxication chronique, une nécrose du foie. Cependant, les doses médicinales normales ne présentent pas de risques, mais il est recommandé de prendre des pauses régulières lors de traitements prolongés (Girre, 2000 ; Nabavi *et al.*, 2015 ; Shalizar Jalali *et al.*, 2011).

Partie expérimentale

Matériel et méthodes

Notre expérimentation a été réalisée au niveau du laboratoire de recherche «Antibiotiques, Antifongiques, Physico-chimie, Synthèse et Activité Biologique » de la faculté SNV-STU, département de biologie, Université de Tlemcen.

Cette étude se divise en trois parties distinctes :

- ✓ La première partie consiste à préparer et extraire le matériel végétal.
- ✓ La deuxième partie concerne l'analyse phytochimique ainsi que le dosage des polyphénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés des différents extraits obtenus.
- ✓ Enfin, la troisième partie de l'étude a pour but d'explorer l'activité antioxydante des extraits obtenus à l'aide de deux méthodes : la méthode de piégeage du radical DPPH et la méthode de réduction du fer FRAP.

1. Matériel végétal

1.1. Préparation du matériel végétal

Le matériel végétal est constitué de feuilles, fleurs et tiges de *C. monogyna* (l'aubépine), il a été acquis auprès d'un herboriste de la Wilaya de Tlemcen en Février 2023.

La matière végétale est achetée sèche, après, elle est finement broyée puis stockée à température ambiante dans des boîtes hermétiques jusqu'à son utilisation pour la préparation de différents extraits (Fig. n°22).



Figure n°22 : Feuilles, Fleurs et Tiges de *C. monogyna* sèches (A) et broyés (B).

1.2. Extraction du matériel végétal

Les extraits étudiés au cours de notre recherche sont préparés selon le mode d'extraction par macération :

- **Extrait aqueux**

La première étape implique de mélanger 5g de matériel végétal avec 200 ml d'eau distillée. La préparation est laissée à macérer sous agitation discontinue à température ambiante et à l'obscurité pendant 72 heures.

Une fois macéré, le mélange est filtré à travers du papier filtre et l'extrait brut aqueux est placé dans des boîtes de Pétri en verre et séché dans une étuve à une température de 37°C.

- **Extrait eau/acétone**

5 g du matériel végétal sont mis en contact avec 100 ml d'un mélange eau/acétone (30:70 ; v/v), La préparation est laissée macérée sous agitation à température ambiante, et à l'obscurité pendant 72 heures.

Après filtration sur papier filtre, l'extrait eau/acétone récupéré est concentré à l'aide d'un rota vapeur à 50°C.

L'extrait brut eau/acétone concentré est séché dans des boites de pétri en verre dans l'étuve à 37°C.

- **Fractionnement des extraits bruts**

Les extraits bruts (aqueux et eau/acétone) sont partagés successivement par une extraction liquide-liquide dans une ampoule à décanter avec le dichlorométhane (pour la délipidation des extraits) suivi de l'acétate d'éthyle. Après la séparation des deux phases, la phase organique est récupérée puis évaporées à sec, sous pression réduite à 50°C à l'aide d'un rota vapeur. La phase aqueuse restante est séchée dans des boites de pétri en verre dans l'étuve à 37°C.

Les résidus secs obtenus après évaporation sont solubilisés avec l'éthanol et l'eau distillée.

❖ Les extraits obtenus au cours de cette expérimentation sont :

- ✚ Extrait brut aqueux (EBA)
- ✚ Phase acétate d'éthyle de l'EBA
- ✚ Phase aqueuse de l'EBA
- ✚ Extrait brut eau/acétone (EBEA)
- ✚ Phase acétate d'éthyle de l'EBEA
- ✚ Phase aqueuse de l'EBEA

2. Calcul des rendements d'extraction

La quantité d'extraits secs obtenus à partir de la matière végétale exprime le rendement d'extraction calculé selon la formule :

$$Rdt (\%) = [(m1 - m2) / m3] \times 100$$

Rdt : Rendement

*m*₁ : Poids du ballon rempli d'extrait (g);

*m*₂ : Poids du ballon vide (g);

*m*₃ : Poids de la matière végétale (g).

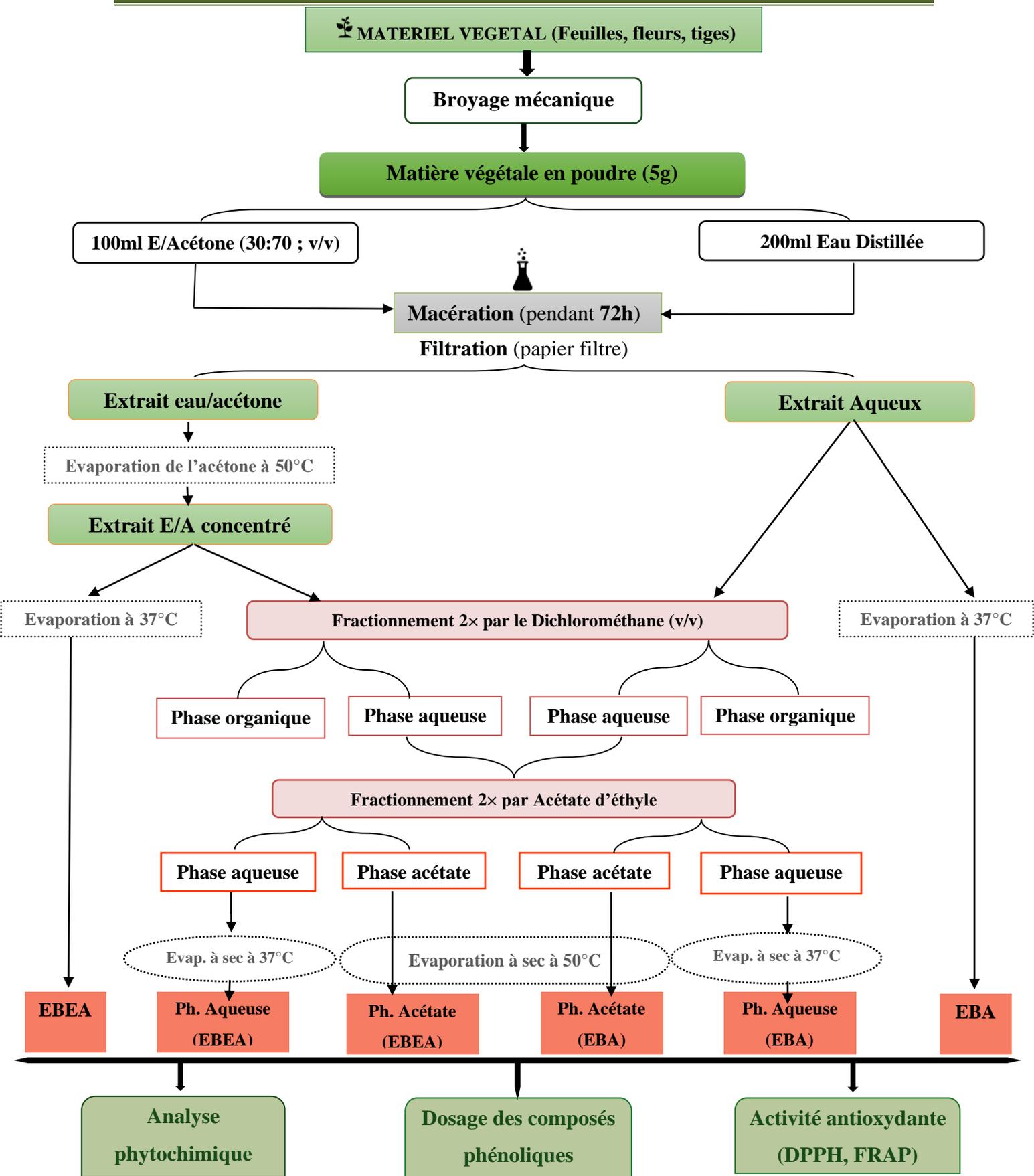


Figure n°23 : Schéma illustrant l'extraction du matériel végétal et les analyses biologiques visées.

3. Analyses phytochimique

Le screening phytochimique est le moyen indispensable pour mettre en évidence la présence des groupes de familles chimiques présentes dans un échantillon donné. Les tests phytochimiques réalisés sur les extraits préparés, ont pour objectif de rechercher les substances bioactives (métabolites primaires ou secondaires) synthétisées par cette plante. Le tableau n°04 montre la méthode appliquée à la recherche de chacun de ces constituants.

Tableau n°4 : Tests de screening phytochimique.

Tests phytochimiques	Réactifs	Indications des résultats (+)	Références
Tanins	Ajouter 1 mL de l'extrait à tester à un tube à essai, puis incorporer 0,25 mL d'une solution aqueuse de FeCl ₃ (1%). Incubez le mélange pendant 15 minutes à température ambiante.	Coloration verdâtre ou bleu-noirâtre.	(Karumi <i>et al.</i> 2004)
Flavonoïdes	Introduire 1 mL d'extrait à analyser dans un tube à essai + 1 mL de HCl concentré et quelques copeaux de magnésium.	Coloration rose, rouge ou jaune dans le mélange.	(Karumi <i>et al.</i> 2004)
Quinones libres	Ajouter 0,1 mL d'hydroxyde de sodium (NaOH à 1%) à 1 mL d'extrait à analyser dans un tube à essai.	Couleur jaune, rouge ou violet.	(Oloyede, 2005)
Anthraquinones	Ajouter 1 mL de NH ₄ OH (10%) à 1 mL d'extrait à analyser dans un tube à essai, puis agiter le mélange.	Coloration violette	(Oloyede, 2005)
Terpénoïdes	Introduire 1 mL de l'extrait + 0,4 mL de chloroforme + 0,6 mL	Apparition de deux phases + couleur	(Edeoga <i>et</i>

(Test de Slakowski)	d'acide sulfurique concentré (H ₂ SO ₄) dans un tube à essai.	marronne à l'interface entre les deux phases.	<i>al., 2005).</i>
Saponosides (Test de mousse)	Introduire 10 mL de l'extrait à analyser dans un tube à essai, puis agiter vigoureusement le mélange et le laisser reposer pendant 15 minutes.	Une mousse persistante se forme à la surface du mélange.	(N'Guessan et al., 2009)
Alcaloïdes	Introduire 0,5 mL de réactif de Mayer à 0,5 ml d'extrait, Introduire 0,5 mL de réactif de Wagner à 0,5 ml d'extrait.	Précipité blanc ou Précipité brun	(Majob et al., 2003)
Les composés réducteurs	1 mL d'extrait + 2 mL de liqueur de Fehling (1 mL de réactif A et 1 mL de réactif B), ébullition pendant 10 minutes.	Précipité rouge brique.	(Cai et al., 2011)

4. Dosage des composés phénoliques

4.1. Dosage des polyphénols totaux

- **Principe**

La méthode employée pour quantifier les polyphénols est basée sur l'utilisation du réactif de Folin-Ciocalteu. Ce réactif est composé d'un mélange d'acide phosphotungstique (H₃PW₁₂O₄₀) et d'acide phosphomolybdique (H₃PMO₁₂O₄₀) de couleur jaune, qui est réduit lors de l'oxydation des phénols, produisant un mélange d'oxyde bleu de tungstène et de molybdène. La couleur résultante, dont l'absorption maximale se situe entre 725 et 760 nm, est proportionnelle à la quantité de polyphénols présente dans l'échantillon **(Boizot et Charpentier, 2006 ; Vermerius et Nicolson, 2006).**

- **Mode opératoire**

- ✓ Mélanger 0,1 ml de chaque extrait avec 2 ml d'une solution de carbonate de sodium (Na₂CO₃) à 2%.

- ✓ Les tubes sont agités puis laissés en incubation pendant 5 minutes ;
- ✓ Le mélange est complété par l'ajout de 100 µl de réactif de Folin-Ciocalteu (1N)
- ✓ Les tubes sont laissés à incuber pendant 30 minutes à température ambiante ;
- ✓ Les absorbances sont mesurées en utilisant un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 700 nm, contre un blanc.
- ✓ L'acide gallique est utilisé pour établir une gamme d'étalonnage à différentes concentrations (0,05 ; 0,1 ; 0,2 ; 0,4 ; 0,6 ; 0,8 ; 1 mg/ml), réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires.

4.2. Dosage des flavonoïdes

- **Principe**

La méthode de dosage des flavonoïdes utilise le trichlorure d'aluminium (AlCl_3) et la soude (NaOH), où le trichlorure d'aluminium réagit avec les flavonoïdes pour former un complexe jaune. Ce complexe prend une couleur rose en milieu basique et absorbe la lumière visible à 510 nm (**Zhishen *et al.*, 1999 ; Ardestani et Yazdanparast, 2007**).

- **Mode opératoire**

- ✓ 500 µl de chaque extrait, sont mélangés avec 2 ml d'eau distillée.
- ✓ 150 µl d'une solution de nitrite de sodium (NaNO_2) à 15% sont ajoutés au mélange ;
- ✓ Les tubes sont incubés à température ambiante pendant 6 minutes,
- ✓ 150 µl de trichlorure d'aluminium (AlCl_3) à 10% sont ajoutés
- ✓ Les tubes sont incubés de nouveau à température ambiante pendant 6 minutes.
- ✓ Immédiatement après, ajouter 2 ml d'hydroxyde de sodium (NaOH) à 4% et ajuster le volume total à 5 ml en ajoutant de l'eau distillée.
- ✓ Agiter les tubes avant de les incuber pendant 15 minutes.
- ✓ Les absorbances sont mesurées en utilisant un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 510 nm.
- ✓ Réaliser une gamme d'étalonnage en utilisant la catéchine comme étalon à différentes concentrations (0,05 ; 0,1 ; 0,2 ; 0,4 ; 0,6 ; 0,8 mg/ml) dans les mêmes conditions opératoires.

4.3. Dosage des tanins condensés

- **Principe**

La méthode utilisant la vanilline est utilisée pour estimer les quantités de tanins condensés. Les tanins condensés se dépolymérisent en milieu acide et réagissent avec la

vanilline pour produire des anthocyanidols de couleur rouge, qui peuvent être mesurés par spectrophotométrie à 500 nm (Sun *et al.*, 1998b).

- **Mode opératoire**

- ✓ Mélanger 50 µl de chaque extrait avec 1500 µl de la solution vanilline/méthanol (4%, m/v).
- ✓ Les tubes sont agités avant l'addition de 750 µl d'acide chlorhydrique concentré (HCl).
- ✓ Le mélange est laissé réagir à température ambiante pendant une durée de 20 minutes.
- ✓ Mesurer l'absorbance par rapport à un blanc à l'aide d'un spectrophotomètre à 550 nm.
- ✓ Une série d'étalonnage est réalisée dans les mêmes conditions en utilisant la catéchine comme étalon, à différentes concentrations (0,05 ; 0,1 ; 0,2 ; 0,4 ; 0,6 ; 0,8 ; 1 mg/ml).

4.4. Expression des résultats

Les teneurs de polyphénols, flavonoïdes et tanins condensés sont déterminées en utilisant la formule suivante :

$$T = a \cdot f / b$$

T : Teneur

a : Concentration à partir de la courbe d'étalonnage respective ;

f : Facteur de dilution ;

b : Concentration initiale de l'extrait.

5. Evaluation de l'activité antioxydante

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

- **Principe**

Le DPPH (2,2 diphényl-1-picryl hydrazyle) est le substrat le plus couramment utilisé pour évaluer rapidement et directement l'activité antioxydante, car il est stable sous forme de radical libre et l'analyse est simple. Il absorbe la lumière visible à une longueur d'onde comprise entre 515 et 520 nm (Bozin *et al.*, 2008). La méthode de DPPH• présente de nombreux avantages, car elle est simple, rapide et indépendante. Le test consiste à exposer les molécules dites « antioxydantes » au radical DPPH (de couleur violette) pour mesurer leur capacité à réduire ce dernier. La forme réduite (de couleur jaune) ne produit plus d'absorption, ce qui se traduit par une diminution de l'absorbance à cette longueur d'onde (Fig. n° 24)

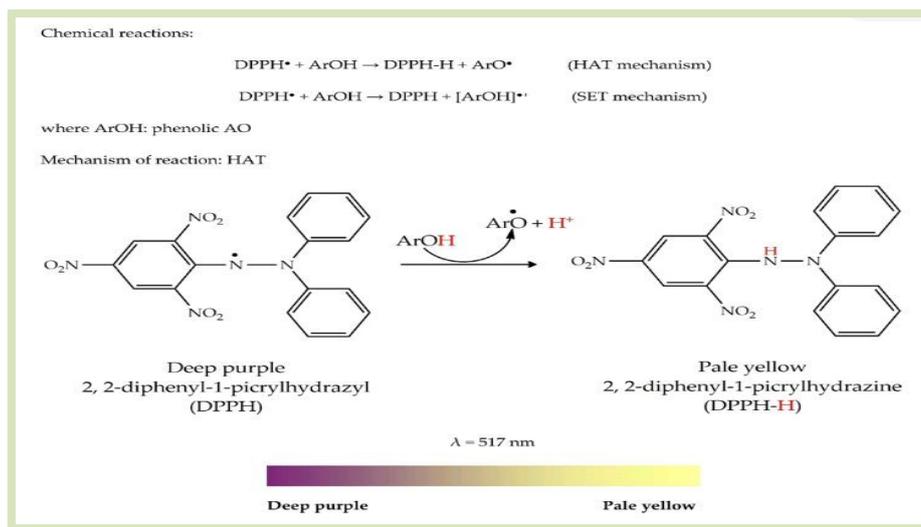


Figure n°24 : Réduction du radical libre DPPH• en DPPHH (Bibi Sadeer *et al.*, 2020).

- **Mode opératoire**

Pour évaluer l'effet antioxydant, le test de piégeage du radical libre DPPH est utilisé, en suivant la méthode décrite par **Bozin *et al.* (2008)**. Cette méthode consiste à mélanger 1950 μl de solution méthanolique de DPPH (0,025 mg/ml) avec 50 μl d'extrait à différentes concentrations.

Pour chaque concentration, un blanc est préparé contenant 50 μl de chaque concentration d'extrait et 1950 ml de méthanol. Un test négatif est également effectué en utilisant 50 μl de méthanol et 1950 μl de solution méthanolique de DPPH. Après incubation de 30 minutes à l'obscurité et à température ambiante, les absorbances sont mesurées à 515 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

En parallèle, pour évaluer l'intensité de l'activité antioxydante, des contrôles positifs sont préparés en utilisant des antioxydants standards tels que l'acide ascorbique, BHA, BHT à différentes concentrations, (0,01 ; 0,03 ; 0,04 ; 0,05 ; 0,1 ; 0,2 mg/ml) pour l'acide ascorbique, et (0,05 ; 0,1 ; 0,2 ; 0,3 ; 0,4 et 0,5 mg/ml) pour le BHA et le BHT. Les absorbances sont mesurées dans les mêmes conditions que les échantillons, et le test est répété trois fois pour chaque concentration.

- **Expression des résultats**
- ✓ **Calcul des pourcentages d'inhibition**

Le pouvoir d'inhibition est exprimé en % et en appliquant la formule suivante :

$$\% I = [(AC - AE) / AC] \times 100$$

% I : Pourcentage d'inhibition.

AC : Absorbance du contrôle (Absorbance moyenne du radical seul).

AE : Absorbance de l'échantillon (Absorbance du radical libre en présence d'antioxydant après trente minutes de contact).

✓ Calcul des IC₅₀

Les IC₅₀, qui représentent la concentration nécessaire pour réduire 50% du radical DPPH•, sont déterminées en traçant une courbe de régression linéaire où logarithmique des pourcentages d'inhibition par rapport aux différentes concentrations des extraits testés, comme décrit dans les travaux de **Maisuthisakul *et al.* (2007)**, **Fabri *et al.* (2009)** et **Scherer *et al.* (2009)**.

5.2. Réduction du fer par la méthode FRAP (Ferric Reducing Antioxydant Power)

• Principe

Le pouvoir réducteur correspond à la capacité des extraits de plantes à réduire le fer ferrique du complexe ferricyanure (Fe³⁺) en fer ferreux (Fe²⁺), ce qui indique leur capacité antioxydante. Cette réduction se manifeste par un changement de couleur de la solution d'essai, qui varie du jaune au vert en fonction de la concentration de l'extrait végétal. La mesure de l'absorbance se fait à 700 nm, comme décrit par **Topçu *et al.* (2007)**. (Fig. n°25)

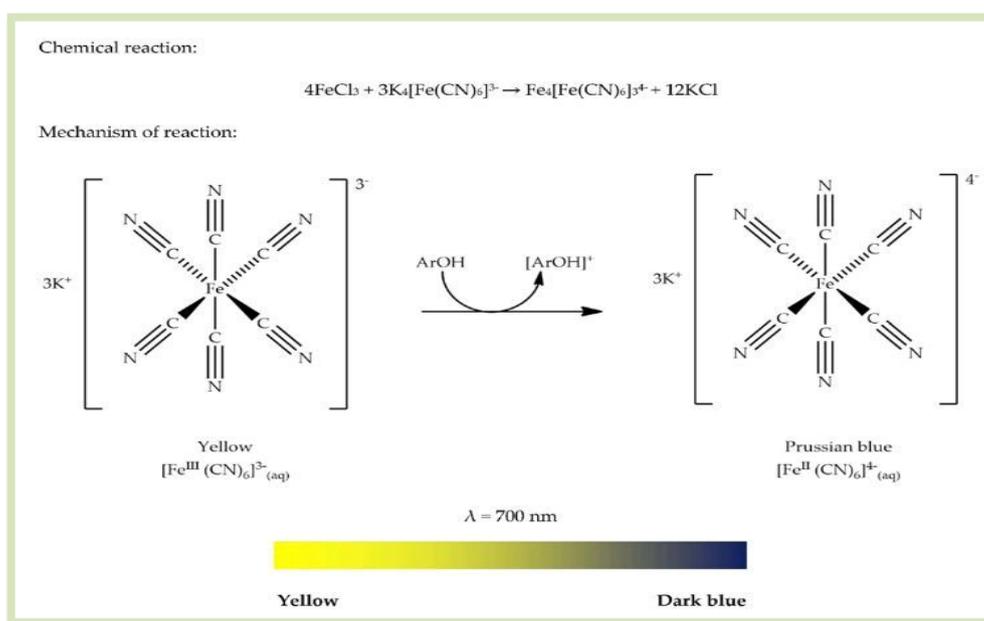


Figure n°25 : Réduction du fer trivalent (Fe³⁺) en fer divalent (Fe²⁺) (**Bibi Sadeer *et al.*, 2020**).

- **Mode opératoire**

Pour mesurer la réduction du fer par les extraits de *C. monogyna*, nous avons adopté la méthode décrite par **Oyaizu (1986)**. Cette technique implique de mélanger 0,5ml des différentes concentrations des extraits avec 0,5ml d'une solution tampon phosphate 0,2 M (pH 6,6) et 0,5ml d'une solution de ferricyanure de potassium $K_3Fe(CN)_6$ à 10% . Le mélange est incubé à 50°C pendant 20 minutes, puis 0,5ml d'une solution d'acide trichloroacétique (TCA) à 10% est ajoutée pour stopper la réaction. Après avoir centrifugés les tubes à 3000 rpm pendant 10 minutes, 1ml du surnageant est mélangé à 1ml d'eau distillée et 0,2ml d'une solution de chlorure ferrique ($FeCl_3$) à 0,1%.

L'absorbance du milieu réactionnel est mesurée à une longueur d'onde de 700 nm à l'aide d'un spectrophotomètre, contre un blanc.

Des solutions d'antioxydants standards, telles que l'acide ascorbique, le BHA et le BHT à différentes concentrations (0,1 ; 0,2 ; 0,4 ; 0,6 ; 0,8 et 1 mg/ml), sont utilisées comme contrôle positif et leur absorbance est mesurée dans les mêmes conditions que les échantillons.

- **Expression des résultats**

Lors de l'utilisation de la méthode FRAP, une augmentation de l'absorbance indique une augmentation du pouvoir réducteur du fer par les échantillons testés (extraits ou contrôle positif). Afin de comparer ces échantillons, le paramètre calculé est l' EC_{50} (concentration efficace), qui indique la concentration d'échantillon requise pour obtenir une absorbance de 0,5 sur les graphes [Absorbances=f(concentrations)] à 700 nm. Cette méthode est décrite par **Ferreira et al. (2007) et Tamuly et al. (2014)**.

Résultats et interprétations

1. Rendement d'extraction

Le matériel végétal étudié est soumis à une macération pour obtenir des extraits bruts, qui sont ensuite fractionnés par extraction liquide-liquide en utilisant des solvants de polarité différente. Les rendements d'extraction, les aspects et les couleurs des extraits obtenus sont répertoriés dans le tableau n° 05.

Tableau n°5 : Rendements et caractéristiques des différents extraits de la partie aérienne de *C. monogyna*.

Extraits	Rendements %	Aspects	Couleurs	Solubilité
Extrait brut Aqueux (EBA)	28,28	Poudre	Marron	Eau/éthanol
Phase acétate d'éthyle d'EBA	1,28	Pâte	Jaune	Eau/éthanol
Phase aqueuse d'EBA	23,81	Poudre	Marron	Eau/éthanol
Extrait brut Eau/Acétone (EBEA)	44,93	Pâte	Marron verdâtre	Eau/éthanol
Phase acétate d'éthyle d'EBEA	5,16	Pâte	Vert foncé	Eau/éthanol
Phase aqueuse d'EBEA	15,93	Pâte	Marron verdâtre	Eau/éthanol

Les observations des différents extraits obtenus révèlent des caractéristiques distinctes. Les extraits sont principalement solubles dans un mélange eau/éthanol, et ils présentent des textures majoritairement pâteuses, parfois poudreuses, et des couleurs variantes entre le vert, le marron et le jaune. Les rendements obtenus à partir de l'extraction fluctuent significativement entre 1,28 % et 44,93 %.

L'extrait brut hydro-acétonique (EBEA) se distingue par son rendement élevé de 44,93 %, avec une texture pâteuse et une couleur marron verdâtre. Il est suivi par l'extrait brut aqueux (EBA) et sa phase aqueuse, qui présentent des rendements de 28,28 % et 23,81 % respectivement, avec des caractéristiques similaires d'aspect poudreux et de couleur marron.

De plus, les extraits issus par fractionnement de l'extrait brut hydro-acétonique, la phase aqueuse et la phase acétate d'éthyle, enregistrent des rendements relativement moyens de

15,93 % et 5,16% respectivement. Ces extraits conservent l'aspect pâteux et la couleur varie du marron verdâtre au vert foncé.

En revanche, la phase acétate d'éthyle issu de l'EBA présente le rendement le plus faible, soit 1,28 %, avec une texture pâteuse et une couleur jaune.

2. Analyse phytochimique

Des tests phytochimiques ont été effectués sur divers extraits de la partie aérienne de *C. monogyna* en utilisant différents solvants avec des polarités variées et des réactifs de révélation spécifiques. Ces tests phytochimiques permettent de générer une première estimation des données préliminaires sur les constituants des extraits en révélant l'absence ou la présence d'un type de métabolites par des essais rapides. La détection de ces composés chimiques repose sur des réactions de précipitation et de turbidité, ainsi que des changements de couleur spécifiques. Les résultats des tests préliminaires du screening phytochimique des différents extraits sont mentionnés dans le tableau n° 06.

Tableau n°6 : Résultat de l'analyse phytochimique réalisé sur les extraits de la partie aérienne de *C. monogyna*.

Extraits Métabolites	EBA	Ph. Acétate (EBA)	Ph. Aqueuse (EBA)	EBEA	Ph. Acétate (EBEA)	Ph. Aqueuse (EBEA)
Tanins	++	+++	++	+++	+++	+++
Flavonoïdes	++	++	+	+++	+++	+++
Quinones libres	–	–	–	–	–	–
Anthraquinones	–	–	–	–	–	–
Terpénoïdes (Test de Slakowski)	+++	+	+	+++	+++	+++
Saponosides (Test de mousse)	–	–	–	–	–	–

Alcaloïdes	–	–	–	–	–	–
Composés réducteurs	–	–	–	+++	+++	+++

(+++) : Présence forte, (++) : Présence moyenne, (+) : Présence faible, (-) : Absence.

Les résultats montrent la présence de tanins, de flavonoïdes et de terpénoïdes dans tous les extraits. L'extrait brut aqueux, sa phase acétate d'éthyle et sa phase aqueuse montrent une présence modérée, tandis que l'extrait brut Eau/Acétone, sa phase acétate d'éthyle et sa phase aqueuse présentent une fortes présence.

L'EBEA, sa phase acétate d'éthyle et sa phase aqueuse se distinguent par une forte teneur en composés réducteurs. En revanche, tous les extraits sont dépourvus de quinones libres, d'anthraquinones, de saponosides et d'alcaloïdes.

3. Teneurs en composés phénoliques

Dans cette étude, une caractérisation quantitative de nos extraits a été réalisée pour déterminer leurs concentrations en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés.

Pour doser les polyphénols totaux, les différents extraits de la partie aérienne de *C. monogyna* ont été soumis à une méthode spectrophotométrique utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu. Les résultats obtenus sont exprimés en milligrammes équivalents d'acide gallique par gramme de matière végétale sèche (mg EAG/gE). La quantification a été réalisée en utilisant l'équation de régression linéaire indiquée sur la courbe d'étalonnage de l'acide gallique (Fig. n° 26).

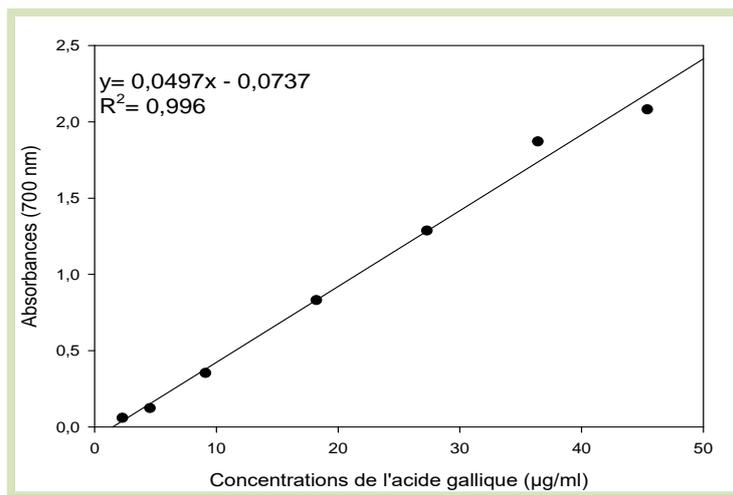


Figure n°26 : Courbe d'étalonnage de l'acide gallique pour le dosage des polyphénols totaux.

Les flavonoïdes ont été dosés en utilisant la méthode de chlorure d'aluminium ($AlCl_3$) décrite par **Kim et al., (2003)**. La courbe d'étalonnage la catéchine qui présente une régression linéaire (Fig. n° 27), permet de quantifier le taux des flavonoïdes dans nos extraits. Les résultats obtenus sont exprimés en milligrammes équivalents catéchine par gramme de matière végétale sèche (mg EQC/gE)

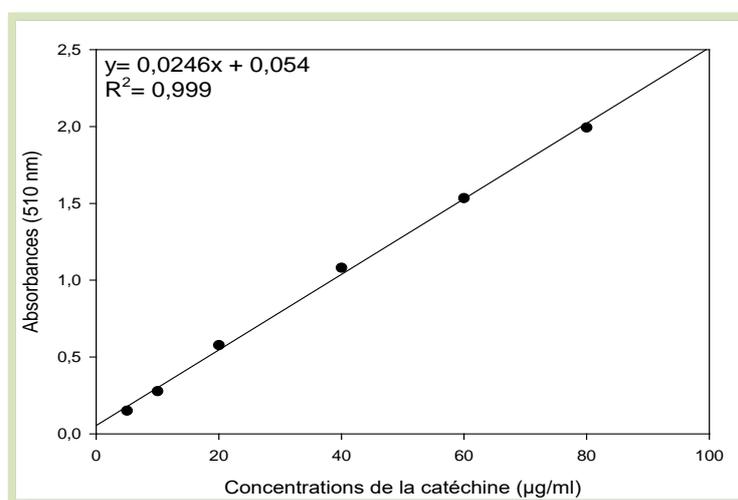


Figure n°27 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des flavonoïdes.

Les tanins condensés présents dans les différents extraits de la partie aérienne de *C. monogyna* ont été quantifiés en utilisant la méthode de vanilline adaptée par **Sun et al., (1998a)**. Une courbe de régression linéaire a été établie en utilisant la catéchine comme étalon

(Fig. n° 28). Les résultats obtenus sont exprimés en milligrammes équivalents catéchine par gramme de matière végétale sèche (mg EQC/gE).

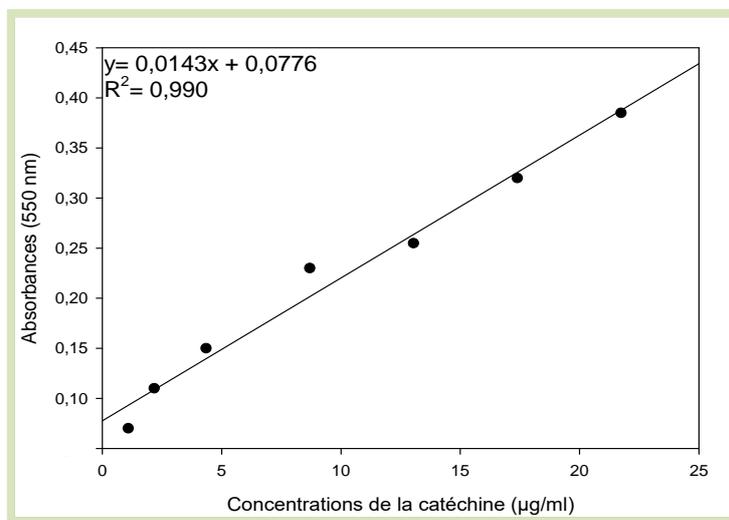


Figure n°28 : Courbe d'étalonnage de la catéchine pour le dosage des tanins condensés.

Le dosage des polyphénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés a permis de constater la présence de ces composés dans la partie aérienne de la plante étudiée, avec des concentrations variables. Les résultats relatifs à ces teneurs sont présentés dans le tableau n° 07.

Tableau n°7 : Résultats du dosage des composés phénoliques des différents extraits de la partie aérienne de *C. monogyna*.

Extraits	Teneurs en polyphénols totaux (mg EAG/gE)	Teneurs en flavonoïdes (mg EQC/gE)	Teneurs en tanins condensés (mg EQC/gE)
EBA	210,54 ± 4,19	52,44 ± 5,98	0,93 ± 0,00
Phase Acétate d'éthyle (EBA)	140,58 ± 8,99	154,00 ± 7,23	68,31 ± 3,94
Phase aqueuse (EBA)	60,94 ± 3,47	3,65 ± 1,66	9,47 ± 0,00
EBEA	438,90 ± 12,88	205,70 ± 2,87	94,07 ± 14,20
Phase acétate d'éthyle (EBEA)	261,47 ± 4,59	339,80 ± 12,19	208,87 ± 9,19
Phase aqueuse (EBEA)	393,80 ± 2,25	215,00 ± 8,30	173,51 ± 1,31

Chaque valeur représente la Moyenne ±ESM.

Les différents teneurs en composés phénoliques des extraits de la partie aérienne de *C. monogyna* ont révélé des variations significatives, montrant que l'extrait hydro-acétonique et ses phases ont des concentrations plus élevées de ces composés que l'extrait aqueux et ses phases.

Concernant les polyphénols totaux, l'extrait brut eau/acétone a affiché la teneur la plus élevée, avec une concentration de 438,90 mg EAG/gE. Ensuite, sa phase aqueuse et sa phase acétate ont montré des teneurs assez importantes, avec des concentrations de $393,80 \pm 2,25$ mg EAG/gE et $261,47 \pm 4,59$ mg EAG/gE respectivement. En revanche, la teneur en polyphénols totaux la plus faible a été observée dans l'extrait de la phase aqueuse issu de l'extrait brut aqueux, avec une valeur de $60,94 \pm 3,47$ mg EAG/gE.

Pour les flavonoïdes, l'extrait hydro-acétonique et ses fractions, en particulier la phase acétate d'éthyle présentait la concentration la plus importante de $339,80 \pm 12,196$ mg EQC/gE, suivi de près par la phase aqueuse de l'EBEA et son extrait brut avec des valeurs de $215,00 \pm 8,298$ et $205,70 \pm 2,874$ mg EQC/gE, respectivement. En contraste, la phase aqueuse d'EBA montrait la concentration la plus basse, avec une valeur de $3,65 \pm 1,659$ EQC/gE.

En ce qui concerne les tanins condensés, l'extrait hydro-acétonique et ses phases ont également présenté les teneurs les plus élevées. La phase acétate d'éthyle de l'EBEA contenait la plus grande quantité de tanins condensés, avec une concentration de $208,87 \pm 9,19$ mg EQC/gE. Tandis que l'extrait brut aqueux montrait une teneur très faible, atteignant seulement $0,93 \pm 0,00$ mg EQC/gE.

4. Résultats de l'activité antioxydante

4.1. Test du piégeage du radical libre de DPPH[•]

Lorsque la solution de DPPH[•] est sous forme radicalaire, elle présente une couleur violacée. Cependant, lorsqu'elle réagit avec un agent réducteur tel que des extraits ou des molécules de référence, la solution perd sa couleur initiale. Cette décoloration indique une activité de piégeage du composé testé et est directement liée au nombre d'électrons récupérés par le radical.

Les résultats obtenus sont exprimés en pourcentage d'inhibition et sont comparés à des molécules de référence telles que l'acide ascorbique, le BHA et le BHT.

4.1.1. Piégeage du radical libre DPPH• par l'extrait aqueux et ses phases

Les figures n° 29, 30 et 31, représentent graphiquement les pourcentages d'inhibition d'extrait brut aqueux, sa phase acétate d'éthyle et sa phase aqueuse de la partie aérienne de *C. monogyna*, respectivement.

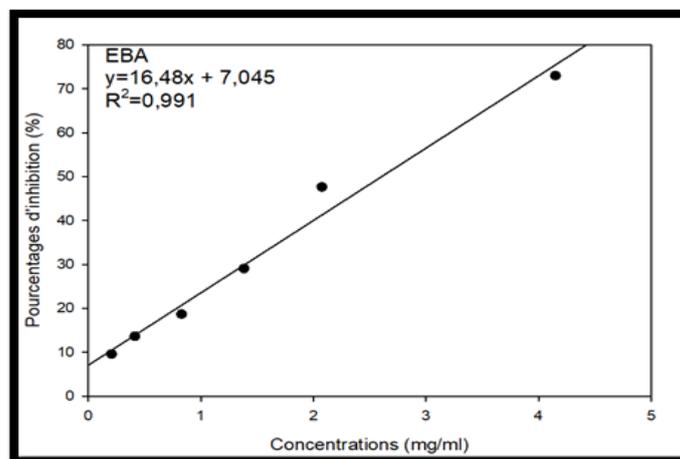


Figure n°29 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par l'extrait brut aqueux de *C. monogyna*.

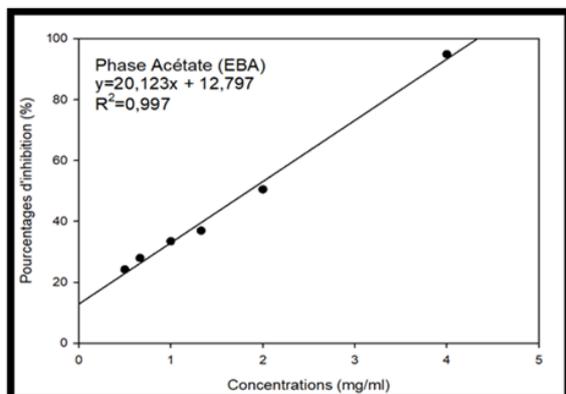


Figure n°30 : Pourcentage d'inhibition du Radical DPPH• par la phase acétate d'éthyle D'EBA de *C. monogyna*.

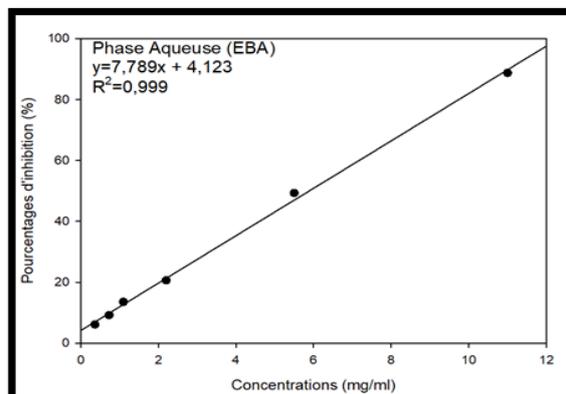


Figure n° 31 : Pourcentage d'inhibition du Radical DPPH• par la phase aqueuse (EBA) de *C. monogyna*.

Il est noté que l'activité antioxydante exercée sur le radical libre DPPH• par les extraits est dose-dépendante. En effet, il est remarqué que le pourcentage d'inhibition du radical libre augmente avec l'augmentation de la concentration des extraits.

La figure n° 29 illustre les résultats des pourcentages d'inhibition d'extrait brut aqueux sous forme d'une courbe qui présente une allure linéaire avec un facteur de corrélation (R^2) de

0,991. À une concentration de 2 mg/ml, le taux d'inhibition est d'environ 40%. Cependant, lorsque la concentration atteint 4 mg/ml, le pourcentage d'inhibition augmente considérablement pour atteindre 73%.

Selon les données de la figure n°30, les concentrations de la phase acétate d'éthyle d'EBA montrent des pourcentages d'inhibition très importants avec une régression linéaire bien corrélée ($R^2=0,997$). À une concentration de 1 mg/ml, le pourcentage d'inhibition est d'environ 33,5%, puis il augmente à 94% à la concentration la plus élevée de 4 mg/ml. Il est à noter que la phase acétate d'éthyle d'EBA présente une activité de piégeage du radical libre DPPH• plus élevée que l'extrait brut aqueux, avec des pourcentages d'inhibition respectifs d'environ 94% contre 73% à 4 mg/ml.

D'après la figure n° 31, les concentrations de la phase aqueuse d'EBA, donnent des pourcentages d'inhibition moyennes, avec une régression linéaire nettement corrélée ($R^2=0,999$). Nous constatons que la phase aqueuse d'EBA révèle une faible activité antioxydante par rapport à celles des extraits précédents, extrait brut aqueux et sa phase acétate d'éthyle, avec un pourcentage d'inhibition proche de 50% à 5,5 mg/ml.

4.1.2. Pouvoir antioxydant de l'extrait hydro-acétonique et ses phases

Les figures n° 32, 33 et 34, représentent graphiquement les variations des pourcentages d'inhibition en fonction des différentes concentrations de l'extrait brut eau/acétone (EBEA), sa phase acétate d'éthyle et sa phase aqueuse de la partie aérienne de *C. monogyna*. Ces courbes ayant des allures linéaires avec des R^2 variant de 0,976 à 0,992.

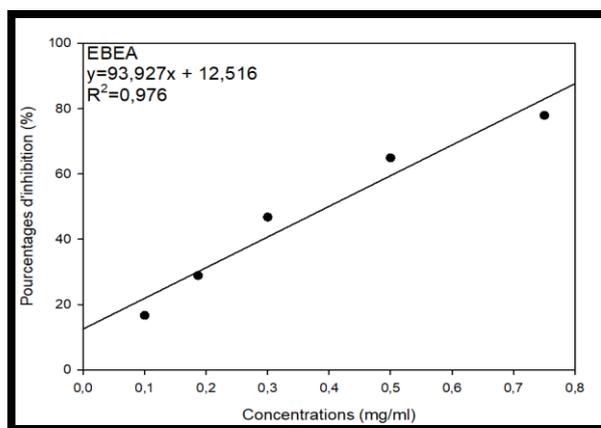


Figure n°32 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par l'extrait brut eau/acétone de *C. monogyna*.

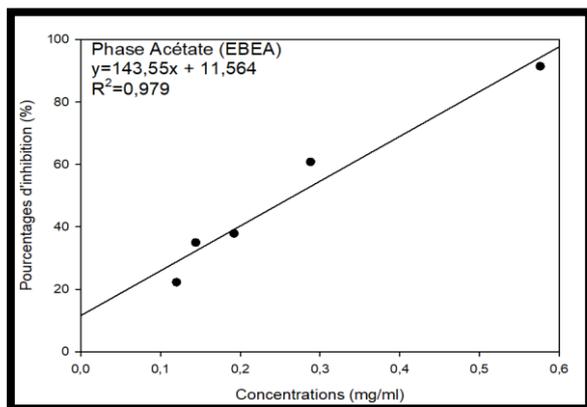


Figure n°33 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par la phase acétate d'éthyle d'EBEA de *C. monogyna*.

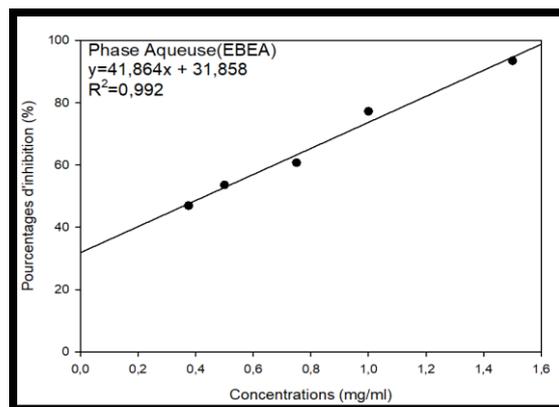


Figure n°34 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par la phase aqueuse d'EBEA de *C. monogyna*.

D'après les données de la figure 32, il est observé que le pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par l'extrait brut eau/acétone (EBEA) augmente progressivement avec sa concentration. À une concentration de 0,2 mg/ml, le pourcentage d'inhibition est proche de 30%. Ce chiffre augmente à 65% pour une concentration supérieure à 0,5 mg/ml, et atteint 78% pour une concentration de 0,75 mg/ml à la fin de l'expérience.

Les pourcentages d'inhibition obtenus avec les différentes concentrations de la phase acétate d'EBEA (Fig. n°33), montrent des valeurs plus significatives par rapport à celles de l'EBEA. À la concentration la plus faible (0,12 mg/ml), un pourcentage d'inhibition de 22% est observé. Ce pourcentage augmente proportionnellement pour atteindre 38% à 0,2 mg/ml, puis 91% à la concentration la plus élevée (0,58 mg/ml).

Selon la figure n° 34, et en comparaison avec les extraits précédents, à savoir l'EBEA et sa phase acétate d'éthyle, la phase aqueuse d'EBEA présente une activité antioxydante relativement faible. Pour une concentration de 0,5 mg/ml, le taux d'inhibition est d'environ 54%, tandis que l'EBEA et sa phase acétate d'éthyle atteignent respectivement des taux d'inhibition de 65% et 94% à cette concentration.

4.1.3. Pouvoir antioxydants des molécules de références

Les trois molécules de références (acide ascorbique, BHA et BHT), utilisées pour piéger le radical libre DPPH•, donnent des pourcentages d'inhibition représentés sur les figures n°35, 36 et 37. Les résultats sont illustrés sous forme de courbes ayant des allures linéaires et logarithmiques avec des R^2 de 0,99.

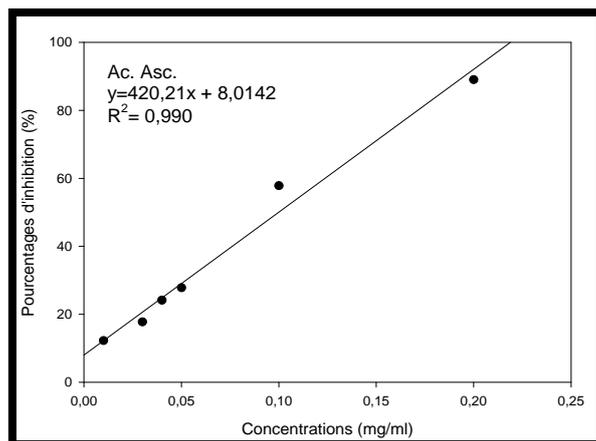


Figure n°34 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par l'acide ascorbique.

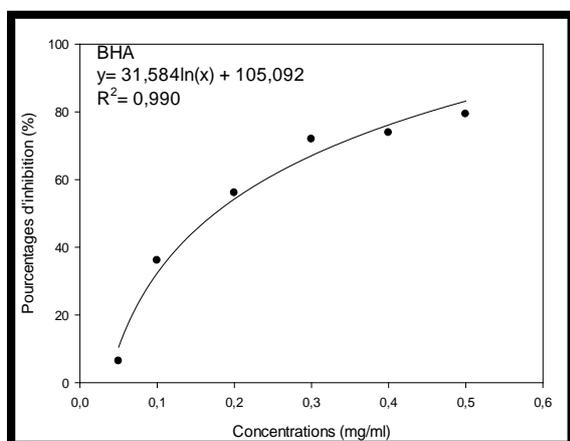


Figure n°36 : Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par le BHA.

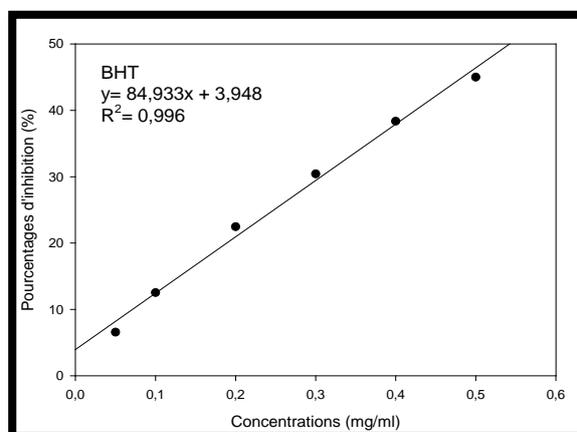


Figure n°37: Pourcentage d'inhibition du radical DPPH• par le BHT.

Selon ces figures, l'acide ascorbique présente la meilleure activité antioxydante, comme le montrent les pourcentages d'inhibition les plus élevés, suivis du BHA et du BHT.

À la concentration la plus faible (0,05 mg/ml), l'acide ascorbique, le BHA et le BHT présentent des pourcentages d'inhibition différents, à savoir 28%, 6% et 6,5%, respectivement.

À une concentration moyenne de 0,1 mg/ml, le BHT affiche le pourcentage d'inhibition le plus bas (12,5%), tandis que l'acide ascorbique et le BHA présentent des pourcentages assez élevés, à savoir 58% et 36%, respectivement. À la fin de l'expérience, l'acide ascorbique parvient à atteindre un taux d'inhibition de 89% à une concentration de 0,2 mg/ml. D'autre part, à une concentration de 0,5 mg/ml, le BHA présente un pourcentage d'inhibition de 79%, tandis que le BHT affiche un pourcentage d'inhibition de 45%.

4.4.1. Calcul des IC₅₀

L'IC₅₀ est considérée comme un paramètre d'efficacité antiradicalaire. Elle indique la quantité d'antioxydants nécessaire pour réduire de 50% la concentration de DPPH•. L'IC₅₀ d'un composé est inversement proportionnel à sa capacité antioxydante.

Les différentes valeurs d'IC₅₀ sont obtenues à partir des équations des courbes précédentes et les valeurs sont répertoriées dans le tableau n° 08.

Tableau n°8 : Valeurs des IC₅₀ des différents extraits et des standards.

		IC ₅₀ (mg/ml)
Extraits	Extrait brut aqueux (EBA)	2,600
	Phase Acétate d'éthyle d'EBA	1,849
	Phase aqueuse d'EBA	5,890
	Extrait brut eau/acétone (EBEA)	0,399
	Phase Acétate d'éthyle d'EBEA	0,267
	Phase aqueuse d'EBEA	0,433
Standards	Acide ascorbique	0,099
	BHA	0,175
	BHT	0,542

Une activité antioxydante plus élevée est associée à une faible valeur d'IC₅₀. En examinant le tableau n° 08 et en comparant avec les standards, on constate que l'acide ascorbique affiche une activité antioxydante très puissante avec un IC₅₀ de 0,099 mg/ml, suivi par le BHA avec un IC₅₀ de 0,175 mg/ml.

Les différentes analyses des extraits de la partie aérienne de *C. monogyna* révèlent une variation significative de leur activité antioxydante. Lorsque nous comparons les valeurs d'IC₅₀ des différents extraits testés, il est clair que l'extrait hydro-acétonique (EBEA) et ses

phases affichent une activité antioxydante nettement supérieure à celle de l'extrait aqueux (EBA) et ses fractions.

Parmi ces extraits, la fraction acétate d'éthyle obtenue à partir de l'EBEA présente l'activité la plus élevée, avec un IC_{50} de 0,267 mg/ml. Ensuite, l'EBEA et sa phase aqueuse, montrent des activités importantes ($IC_{50} = 0,399$ mg/ml, $IC_{50} = 0,433$ mg/ml, respectivement) se situant entre celles du BHA ($IC_{50} = 0,175$ mg/ml) et du BHT ($IC_{50} = 0,542$ mg/ml).

Les résultats obtenus indiquent également que l'extrait aqueux et ses phases présentent une activité antioxydante notable, mais celle-ci demeure inférieure à celle des antioxydants standards. Il convient de noter que l'activité antioxydante la plus faible parmi ces résultats a été observée dans la phase aqueuse de l'EBA ($IC_{50} = 5,89$ mg/ml).

Ces résultats suggèrent que tous les extraits testés ont réussi à réduire de 50% la quantité de DPPH•, ce qui démontre leur potentiel antioxydant.

4.2. Pouvoir réducteur du fer (méthode FRAP)

Dans cette étude, le pouvoir réducteur des extraits est évalué en mesurant la réduction directe du complexe $Fe^{3+}(CN^-)_6$ en une forme ferreuse $Fe^{2+}(CN^-)_6$, détectée par une mesure spectro-photométrique de l'absorption du complexe $(Fe^{3+})_4[Fe^{2+}(CN^-)_6]_3$ à 700 nm.

4.2.1. Réduction du fer par l'extrait aqueux et ses phases

Les figures n° 38, 39 et 40 présentent, respectivement l'évolution des absorbances du milieu réactionnel en présence des concentrations croissantes d'extrait brut aqueux, sa phase acétate d'éthyle et sa phase aqueuse de la partie aérienne de *C. monogyna*.

Les courbes exhibent des tendances linéaires bien corrélées, avec des coefficients de corrélation (R^2) proches de 1.

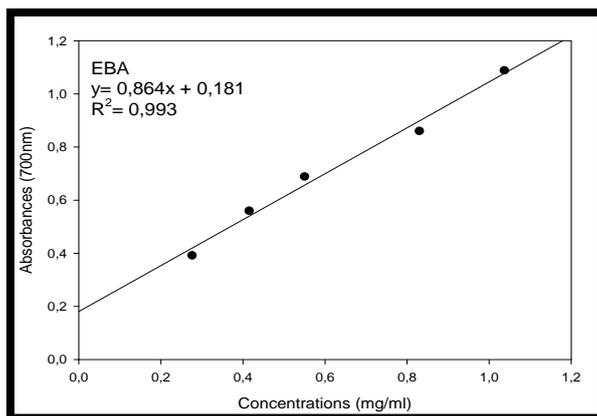


Figure n°38 : Pouvoir réducteur du fer par l'EBA de *C. monogyna*.

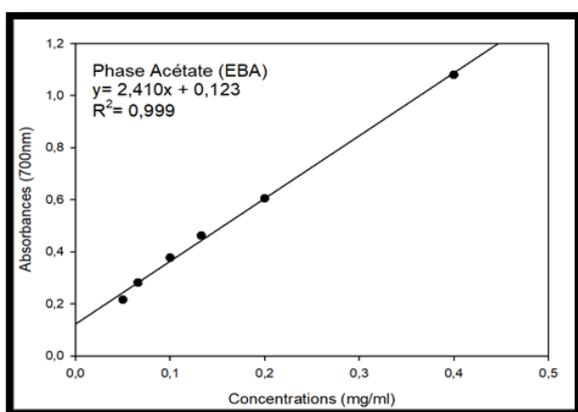


Figure n°39 : Pouvoir réducteur du fer par la phase acétate d'éthyle d'EBA de *C. monogyna*.

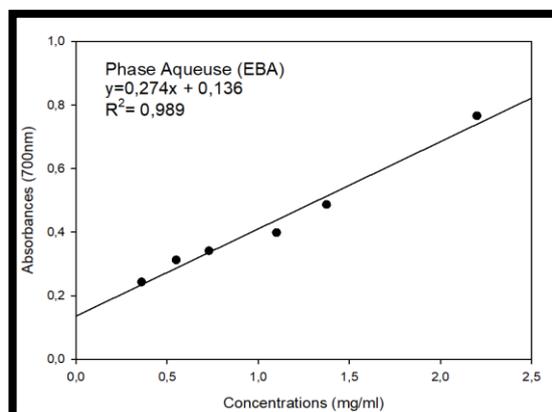


Figure n°40 : Pouvoir réducteur du fer par la phase aqueuse d'EBA de *C. monogyna*.

Les résultats représentés dans la figure n° 38, montrent une proportionnalité entre la capacité de réduction et la concentration des extraits. À une concentration de 0,3 mg/ml, l'absorbance obtenue est de 0,4. Cette densité augmente ensuite à 0,7 à une concentration de 0,55 mg/ml, puis à 1 pour une concentration de 1 mg/ml.

D'après la figure n° 39, des absorbances relativement élevées par rapport au premier extrait, sont données par la phase acétate d'éthyle de l'EBA de la partie aérienne de *C. monogyna*. À une concentration de 0,1 mg/ml l'absorbance obtenue est de 0,37 et qui passe à 0,60 puis 1 à une concentration de 0,2 et 0,4 mg/ml, respectivement.

Selon la figure n° 40, il est observé que la phase aqueuse de l'EBA, présente un pouvoir réducteur plus faible en comparaison avec les extraits précédents, à savoir l'extrait brut aqueux et sa phase acétate d'éthyle. À une concentration de 1 mg/ml, l'absorbance est de 0,4.

Néanmoins, à la concentration supérieure à 2 mg/ml, l'absorbance n'atteint qu'une valeur proche de 0,8.

4.2.2. Réduction du fer par l'extrait hydro-acétonique et ses phases

Les figures n° 41, 42 et 43, illustrent l'évolution des absorbances en fonction des concentrations croissantes de l'extrait hydro-acétonique et ses phases de la partie aérienne de *C. monogyna*, sa phase acétate d'éthyle et sa phase aqueuse. Les résultats sont illustrés sous forme de courbes ayant des allures linéaires avec des R^2 proches de 1.

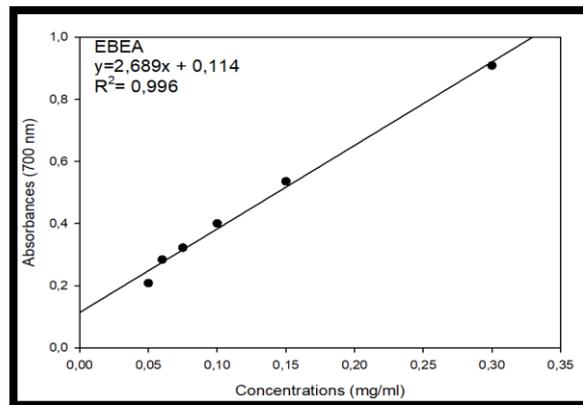


Figure n°41 : Pouvoir réducteur du fer de l'extrait brut eau/acétone de *C. monogyna*.

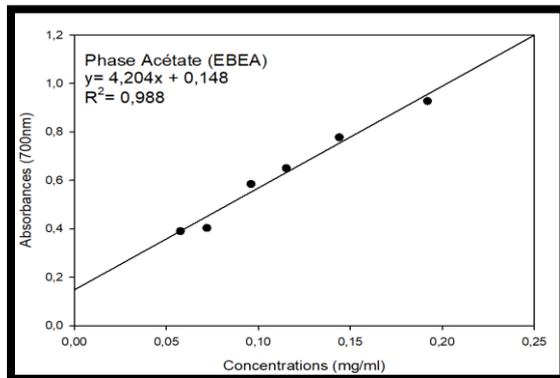


Figure n°42 : Pouvoir réducteur du fer de la phase acétate d'éthyle d'EBEA de la partie aérienne de *C. monogyna*.

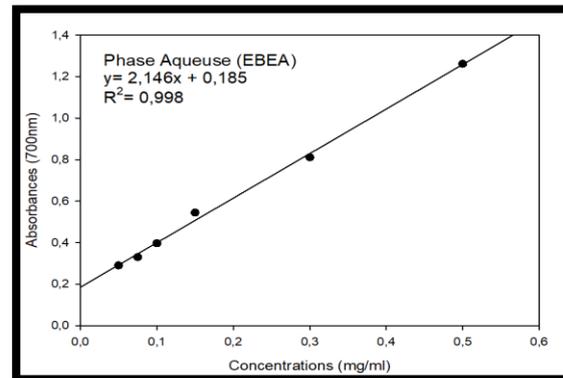


Figure n°43 : Pouvoir réducteur du fer par la phase aqueuse d'EBEA de *C. monogyna*.

Les valeurs des absorbances obtenues dans la figure n° 41, montrent une augmentation proportionnelle importante du pouvoir réducteur en fonction des concentrations d'EBEA. À une concentration de 0,1 mg/ml, l'absorbance est de 0,40. Cette dernière augmente ensuite à 0,53 puis à 0,90 pour une faible concentration de 0,15 et 0,3 mg/ml, respectivement.

Les absorbances obtenues avec les différentes concentrations de la phase acétate d'éthyle d'EBEA (Fig. n° 42) montrent des valeurs plus élevées par rapport à celles de son extrait brut. À la concentration la plus faible (0,05 mg/ml), une absorbance de 0,40 est enregistrée. Cette absorbance augmente proportionnellement et atteint 0,77 à 0,15 mg/ml, puis 0,92 à la concentration la plus élevée (0,2 mg/ml).

En comparaison avec les extraits précédents, la phase aqueuse issue de l'EBEA (Fig. n° 43) se distingue par sa plus faible activité réductrice. À une concentration de 0,1 mg/ml, l'absorbance est d'environ 0,40. Ce chiffre augmente de manière proportionnelle, atteignant 0,81 à une concentration de 0,3 mg/ml, puis 1,26 à 0,5 mg/ml.

4.2.3. Réduction du fer par les molécules de référence

Les trois molécules de références (acide ascorbique, BHA et BHT) utilisées pour réduire le fer donnent les résultats représentés sur la figure n°44, 45 et 46. Les résultats sont représentés sous forme de courbes qui montrent à la fois des tendances linéaires et logarithmiques, avec des valeurs de R^2 variant de 0,97 à 0,99.

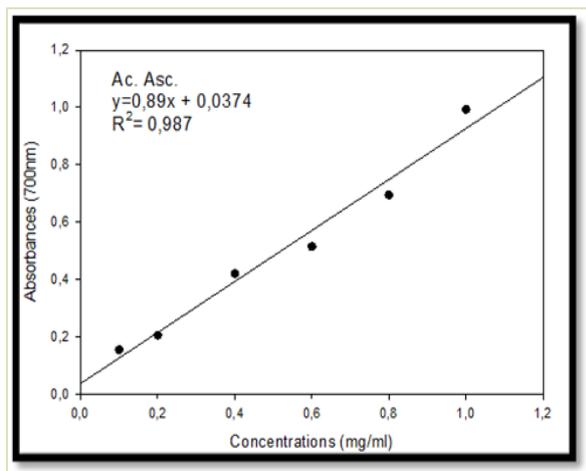


Figure n°44 : Pouvoir réducteur du fer par l'acide ascorbique.

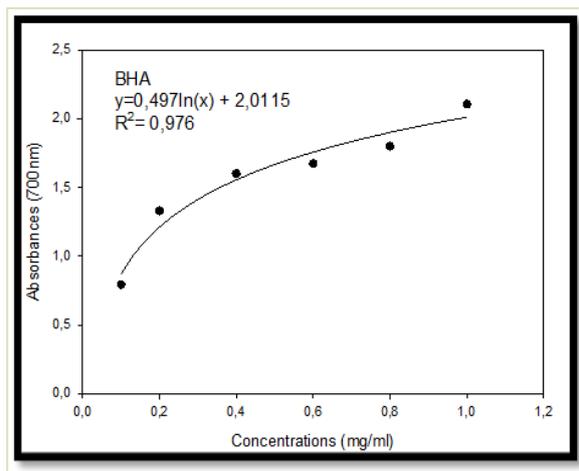


Figure n°45 : Pouvoir réducteur du fer par le BHA.

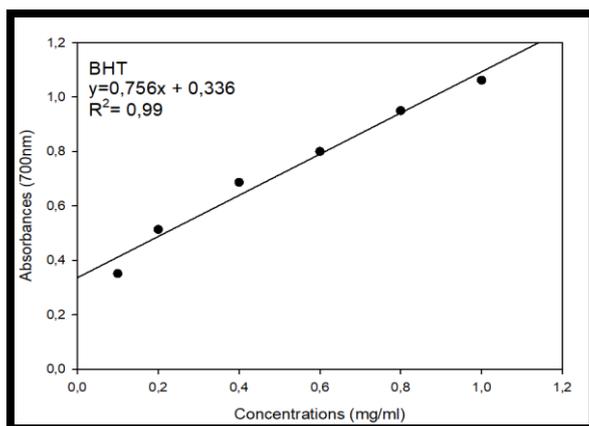


Figure n°46 : Pouvoir réducteur du fer par le BHT.

Selon les données des figures précédentes, on peut observer que le BHA présente le pouvoir réducteur le plus élevé parmi les trois molécules étudiées. Cette constatation s'explique par les valeurs des absorbances relativement élevées obtenues par le BHA par rapport au BHT et à l'acide ascorbique.

À la concentration la plus faible (0,1 mg/ml), les absorbances mesurées pour le BHA, le BHT et l'acide ascorbique sont respectivement de 0,8 ; 0,35 et 0,15. Lorsque la concentration moyenne atteint 0,6 mg/ml, l'acide ascorbique présente la plus faible absorbance (0,5), tandis que le BHA et le BHT montrent des valeurs d'absorbance relativement élevées, soit 1,67 et 0,80, respectivement. Enfin, à une concentration élevée de 1 mg/ml, les absorbances augmentent proportionnellement, atteignant 2,11 pour le BHA, 1,06 pour le BHT et 0,99 pour l'acide ascorbique.

4.2.4. Calcul des EC₅₀

Les valeurs des concentrations efficaces (EC₅₀) correspondant à une densité de 0,5 sont déterminées en utilisant les équations de régression linéaire fournies sur les graphiques de l'activité réductrice du fer. Ces valeurs sont présentées dans le tableau ci-dessous.

Tableau n°9 : Valeurs des EC₅₀ des différents extraits et des standards.

		EC ₅₀ (mg/ml)
Extraits	Extrait brut aqueux	0,369
	Phase Acétate d'éthyle (EBA)	0,156
	Phase aqueuse (EBA)	1,328
	Extrait brut eau/acétone	0,143
	Phase Acétate d'éthyle (EBEA)	0,084
	Phase aqueuse (EBEA)	0,146
Standards	Acide ascorbique	0,520
	BHA	0,047
	BHT	0,217

Un pouvoir réducteur plus élevé est associé à une valeur d'EC₅₀ plus faible. Nous observons que l'extrait hydro-acétonique et ses fractions ont une capacité de réduction du fer plus importante que l'extrait aqueux et ses fractions. Les valeurs d'EC₅₀ sont même inférieures à celles des antioxydants de référence, à savoir l'acide ascorbique (EC₅₀ = 0,52) et le BHT (EC₅₀ = 0,217).

La phase acétate d'éthyle issue de l'EBEA présente le pouvoir réducteur le plus fort (EC₅₀ = 0,084 mg/ml), suivie de près par l'EBEA et sa phase aqueuse avec une valeur d'EC₅₀ d'environ 0,14 mg/ml.

L'extrait aqueux et ses fractions ont une capacité de réduction assez significative (valeurs d'EC₅₀ comprises entre 1,33 et 0,156 mg/ml), mais elle reste moins efficace par rapport aux autres extraits

D'autre part, il est à noter que le BHA (EC₅₀ = 0,047 mg/ml), présente la meilleure capacité de réduction du fer par rapport à l'acide ascorbique, le BHT et les extraits étudiés.

5. Comparaison entre les teneurs en composés phénoliques et l'activité antioxydante

5.1. Classement des IC₅₀ des différents extraits de *C.monogyna* et des standards

Les pouvoirs antioxydants de nos extraits et de leurs fractions, ainsi que des standards évalués par le test de DPPH', peuvent être classés dans l'ordre décroissant présenté dans la figure n°47.

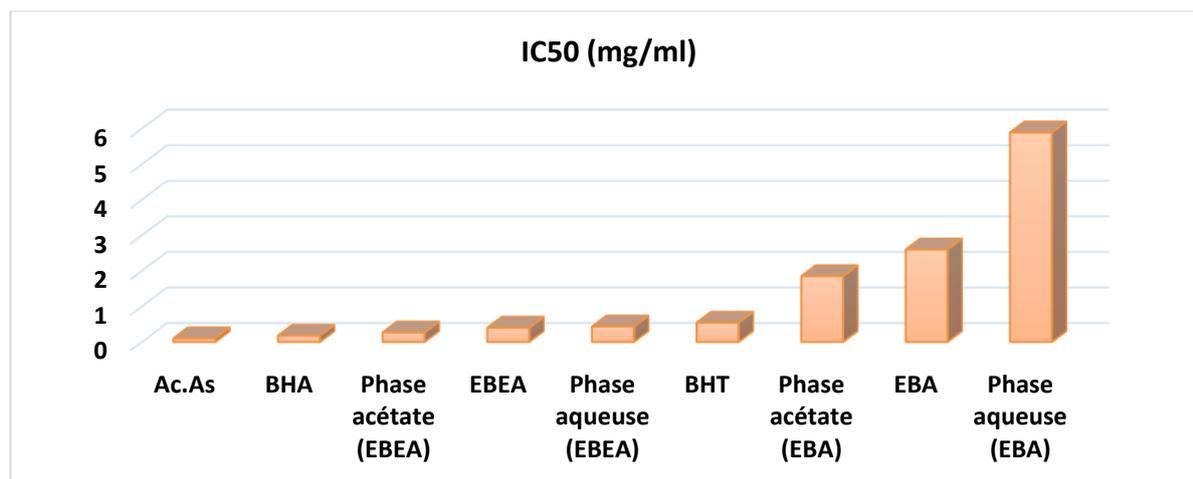


Figure n°47 : Classement des IC₅₀ des différents extraits de *C. monogyna* par le test DPPH.

5.2. Classement des EC₅₀ des différents extraits de *C.monogyna* et des standards

Les pouvoirs réducteurs du fer de nos extraits et de leurs fractions, ainsi que des standards évalués par le test de FRAP, peuvent être classés dans l'ordre décroissant indiqué dans la figure n°48, en fonction des solvants utilisés.

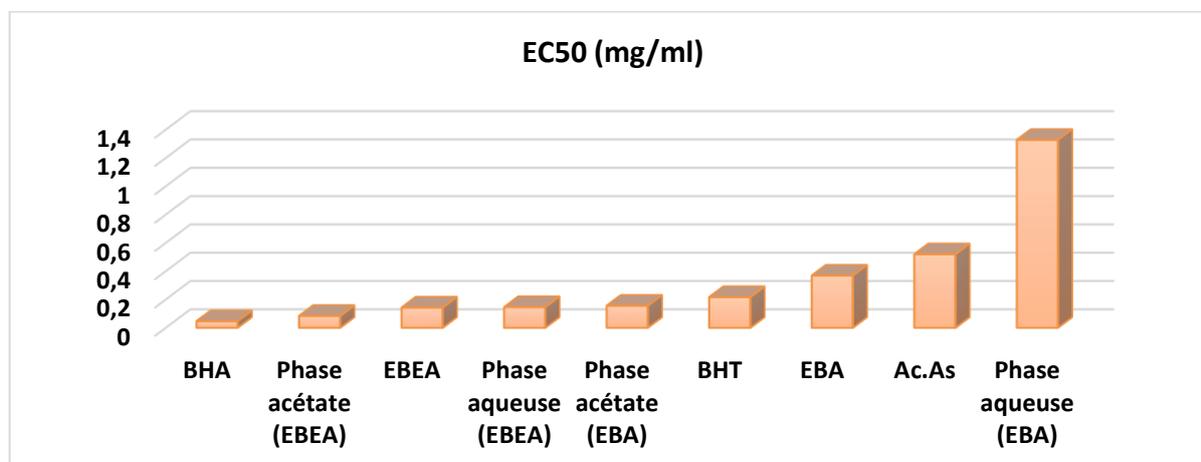


Figure n°48 : Classement des EC₅₀ des différents extraits de *C. monogyna* par le test FRAP.

5.3. Teneurs en composés phénoliques des différents extraits de *C. monogyna*

La figure n°49 représente une comparaison entre les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés des différents extraits de la partie aérienne de *C. monogyna*.

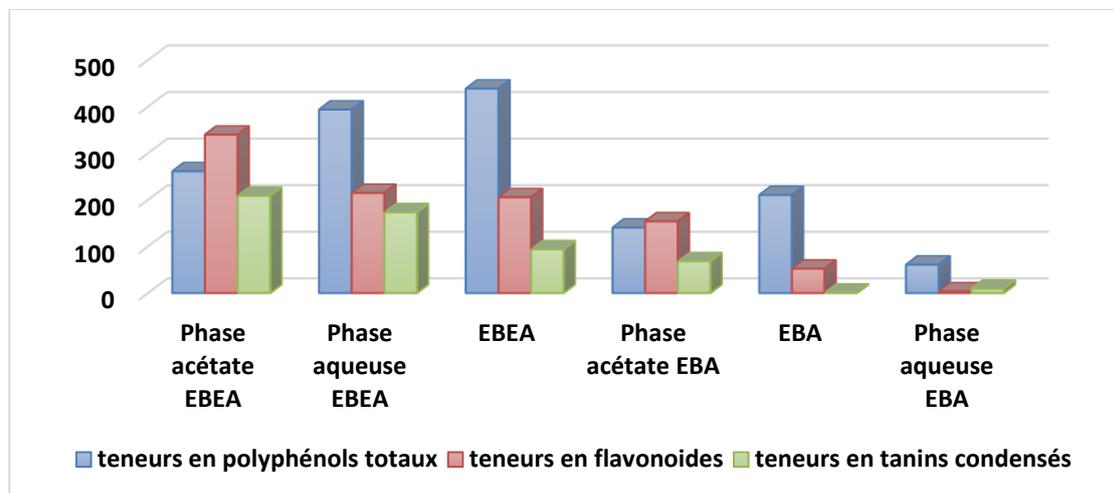


Figure n°49 : Teneurs en composés phénoliques des différents extraits de de *C. monogyna*.

L'analyse des figures n°47, 48 et 49 met en évidence une forte relation entre la teneur en flavonoïdes et tanins condensés de la partie aérienne de *C. monogyna* et les résultats de la capacité antioxydante mesurés par les méthodes DPPH et FRAP. Les polyphénols totaux sont moyennement reliés à ces capacités.

Plus spécifiquement, la phase acétate d'EBEA présente la meilleure activité antioxydante, avec des valeurs d'IC₅₀ et d'EC₅₀ les plus faibles. Cette activité élevée est en relation avec sa composition élevée en flavonoïdes et en tanins condensés. En revanche, la phase aqueuse d'EBA présente une capacité antioxydante plus faible, ce qui est cohérent avec sa composition relativement faible en composés phénoliques.

La relation des IC₅₀, EC₅₀ et les teneurs phénoliques suggèrent que les flavonoïdes, les tanins condensés les polyphénols totaux présents dans la partie aérienne de *C. monogyna* jouent un rôle crucial dans sa capacité à neutraliser le radical libre de DPPH et à réduire le fer.

Discussion

Discussion

Les plantes médicinales contiennent divers composés secondaires qui peuvent avoir des effets bénéfiques ou nocifs. Cependant, il ne s'ensuit pas nécessairement que les mêmes composés soient aussi toxiques ou bénéfiques lorsqu'ils se trouvent dans la plante que lorsqu'ils en sont extraits (**Small & Catling, 2000**).

Le genre *Crataegus*, composé de plusieurs espèces, est reconnu pour sa richesse en composés phénoliques. Une de ces espèces, *Crataegus monogyna*, est une plante médicinale largement répandue dans le bassin méditerranéen, y compris en Algérie. Depuis des siècles, la médecine traditionnelle utilise la partie aérienne de *C. monogyna* en raison de sa richesse en composés bioactifs (**Boudraa et al., 2010**).

Des recherches antérieures ont porté sur diverses parties de cette plante, révélant la présence de différents types de phytoconstituants, dont la classe prédominante est celle des polyphénols. Parmi les polyphénols, les tanins et les flavonoïdes. Ces composés sont largement répandus dans le règne végétal et se trouvent dans différents organes des plantes en raison de leur rôle vital et de leur importance en tant que métabolites secondaires (**Kirakosyan et al., 2003**).

L'objectif de notre étude était de réaliser une analyse phytochimique et un dosage quantitatif des différents extraits de la partie aérienne de *C. monogyna*, ainsi que d'évaluer leur activité antioxydante en utilisant la méthode de piégeage du radical DPPH• et la méthode FRAP (Ferric Reducing Antioxidant Power).

Les composés biologiquement actifs sont généralement présents à faibles concentrations dans les plantes. Une technique d'extraction est celle qui permet d'obtenir des extraits à rendement important avec des changements minimales des propriétés fonctionnelles (**Quispe-Candori et al., 2008**). Dans notre travail, l'extraction a été réalisée en utilisant la macération avec deux solvants différents, soit l'eau/acétone et l'eau distillée seule. Ces extraits ont ensuite été soumis à un fractionnement liquide-liquide en utilisant de l'acétate d'éthyle comme solvant. D'après l'étude de **Amor (2018)**, l'extraction des feuilles et des fleurs de *C. monogyna* par macération a donné des rendements supérieurs à ceux obtenus par décoction et par soxhlet.

Le rendement le plus élevé a été obtenu pour l'extrait brut hydro-acétonique (44,93%). Ce résultat est cohérent avec les conclusions de **Bouزيد et al. (2011)**, qui ont également constaté un rendement élevé de 40% pour l'extrait brut méthanolique des fruits de *C.*

Discussion

monogyna. En revanche, l'extrait brut aqueux a présenté un rendement de 28,28%. Selon **Biner (2006)**, l'extraction avec des solvants hydro-alcooliques offre un rendement plus intéressant, tandis que la macération à l'eau présente un taux moins rentable.

Des pourcentages de rendement plus faibles ont été obtenus pour les deux phases acétate soit de l'extrait brut eau/acétone ou de l'extrait brut aqueux (5,16 et 1,28%, respectivement). Ces résultats montrent que les rendements des extractions par des solvants polaires (l'acétone et l'eau), sont plus importants par rapport aux solvants les moins polaires (acétate d'éthyle). Ce résultat est en accord avec les conclusions de **Bouزيد (2009)**, qui est rapporté le rendement le plus faible dans l'extrait dichlorométhane (solvant moins polaire) de *C. monogyna*, avec une valeur de 0,18%.

Les différents extraits obtenus, à savoir les extraits hydro-acétoniques et les extraits aqueux, présentent principalement un aspect pâteux et parfois poudreux, de couleur verte, marron ou jaune. Cela est dû à la présence des pigments végétaux ainsi qu'à la nature des polyphénols extraits, qui sont entraînés par les différents solvants utilisés et leur solubilité spécifique dans ces solvants (**Cheurfa & Allem, 2016**).

L'analyse phytochimique des extraits végétaux est une étape préliminaire essentielle qui permet de révéler la présence des constituants caractérisés par leurs activités physiologiques et leurs vertus médicinales (**Sofowora, 1993**). Les analyses effectuées dans cette étude sur les différents extraits de la partie aérienne de *C. monogyna* révèlent la présence d'importants métabolites secondaires comme les flavonoïdes, les tanins et les terpénoïdes, et une forte quantité de composés réducteurs caractérisant l'extrait hydro-acétonique et ses fractions. De plus, il a été constaté que les extraits étaient pauvres en alcaloïdes, en quinones libres et en anthraquinones. Ces résultats sont confirmés par les travaux de **Bahorun et al. (2003)** et **Nabavi et al. (2015)**, qui montrent que les métabolites secondaires, extraits des différentes parties de cette plante, vont des flavonoïdes, tanins, saponines et terpénoïdes.

Ainsi selon les travaux antérieurs, l'espèce *C. monogyna* est une source en composés phénoliques, notamment les proanthocyanidines, anthocyanines, procyanidines, oligomères, triterpènes, polysaccharides, catécholamines, vitamine C, glycosides... (**Bahorun et al., 2003 ; Kashyap et al., 2012 ; Kumar et al., 2012**). Par ailleurs, Les feuilles, fleurs et fruits d'aubépine contiennent des sucres et des alcools de sucre, des acides phénoliques, des terpènes, des huiles essentielles, des phénylpropanoïdes, essentiellement des acides hydroxycinnamiques, des lignanes et des flavonoïdes (**Martinelli et al., 2021**). L'absence des

Discussion

quinones et des anthraquinones dans les extraits d'aubépine est confirmée par le travail de **Benhamama (2015)**.

Les composés phénoliques, tels que les polyphénols totaux, les flavonoïdes et les tanins, sont des métabolites secondaires bioactifs reconnus pour leur capacité antiradicalaire. Ces composés ont fait l'objet de nombreuses études récentes dans le domaine de la thérapeutique antioxydante. Selon **Obeid et al. (2007)**, la quantification et l'identification des polyphénols présents dans les extraits végétaux constituent la première étape essentielle pour évaluer leur capacité antioxydante.

L'analyse quantitative des différents extraits de la partie aérienne de *C. monogyna* révèle des variations dans les taux de composés phénoliques en fonction du solvant utilisé. Le taux le plus élevé de polyphénols est observé dans l'extrait brut eau/acétone ($438,90 \pm 12,885$ mg EAG/gE). En ce qui concerne les flavonoïdes et les tanins condensés, les niveaux les plus élevés sont présents dans la phase acétates d'éthyle de l'extrait hydro-acétonique ($339,80 \pm 12,196$ mg EQC/gE et $208,87 \pm 9,194$ mg EQC/gE, respectivement).

L'acétate d'éthyle est fréquemment utilisé comme solvant d'extraction en raison de sa sélectivité spécifique pour les composés phénoliques de faible poids moléculaire (**Franco et al., 2008**). En tant que solvant, l'acétate d'éthyle a la capacité d'accepter des liaisons hydrogènes, ce qui lui permet d'extraire plus facilement les solutés qui sont des donneurs d'électrons. Il est le solvant donneur d'électrons le plus couramment utilisé selon **Siek (1978)**. D'autres études (**Abdel Karim et al., 2016 ; Belmokhtar, 2015 ; El Hajaji et al., 2010 ; Ydjedd et al., 2017**), soulignant la richesse des fractions acétate d'éthyle en composés phénoliques. Cependant, il est important de noter que la comparaison directe de nos résultats avec ceux de la littérature peut être difficile, car la teneur en composés phénoliques peut varier qualitativement et quantitativement d'une plante à une autre.

Si on compare les résultats de notre dosage quantitatif avec ceux de la bibliographie, on constate des différences dans les teneurs en composés phénoliques. **Bahorun et al. (1993)**, ont montré que le taux de flavonoïdes dans l'extrait acétate d'éthyle des feuilles de *C. monogyna* était de 830 mg/100g de matière sèche.

Keser et al. (2014), ont examiné la teneur en composés phénoliques totaux des extraits aqueux et éthanoliques des fleurs et des feuilles de *C. monogyna* récoltées à Gaziantep, en Turquie. Les résultats indiquent que le taux des extraits aqueux des fleurs est de $72,54 \pm 2,58$

Discussion

mg de quercétine/gES, tandis que celle des extraits éthanoliques est de $92,69 \pm 1,87$ mg de quercétine/gES. Ces résultats démontrent des variations dans les teneurs en composés phénoliques totaux entre les extraits aqueux et éthanoliques des fleurs et des feuilles de *C. monogyna*, soulignant l'influence du solvant d'extraction sur le profil phytochimique de la plante.

Selon l'étude réalisée par **Li et al. (2010)**, les extraits méthanoliques de deux espèces de *Crateagus*, à savoir *pinnatifida Bunge var. typica* et *pinnatifida Bunge*, présentent des teneurs en polyphénols totaux de $54,33 \pm 3,67$ et $101,56 \pm 5,19$ mg équivalent acide tannique/gES, respectivement. De plus, la teneur en flavonoïdes est de $11,25 \pm 1,78$ et $44,52 \pm 1,41$ mg équivalent catéchine/gES, respectivement. Ces résultats mettent en évidence la variabilité des teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes entre les différentes espèces de *Crateagus*, soulignant l'importance de l'identification précise de l'espèce végétale dans les études phytochimiques.

Une autre étude menée par **Abuashwashi et al. (2016)**, a évalué la teneur en composés phénoliques d'extraits méthanoliques de neuf échantillons de parties aériennes de *C. monogyna* récoltés pendant la floraison en mai 2011 à Madrid, en Espagne. Les résultats ont révélé que la teneur en composés phénoliques variait entre $117,72 \pm 0,01$ et $204,29 \pm 0,01$ mg EAG/gES. Ces résultats mettent en évidence la variabilité de la teneur en composés phénoliques dans les différentes parties aériennes de *C. monogyna* récoltés à des emplacements et des périodes différents.

L'étude menée par **Alirezalu et al. (2018)**, a abouti à des résultats qui diffèrent considérablement des études précédentes. Les teneurs en polyphénols des feuilles des deux espèces de *C. monogyna* sont de $33,88 \pm 0,28$ et $76,74 \pm 0,80$ mg EAG/gMS, tandis que pour les fleurs, elles sont de $47,78 \pm 0,30$ et $12,23 \pm 0,18$ mg EAG/gMS. De plus, les teneurs en flavonoïdes varient entre $4,68 \pm 0,16$ et $6,52 \pm 0,25$ mg EQC/gMS pour les deux parties de la plante. Ces résultats mettent en évidence la variabilité des teneurs en polyphénols et en flavonoïdes au sein des différentes parties de *C. monogyna*.

La quantification des composés phénoliques permet d'estimer le potentiel antioxydant des extraits de la partie aérienne de *C. monogyna*, mais ne permet pas de prédire leur comportement antioxydant. En effet, cette méthode générale ne fournit pas d'informations sur la nature des molécules phénoliques présentes dans les extraits. Par conséquent, il n'est pas

Discussion

possible d'établir une corrélation entre la quantité de phénols et l'effet antioxydant (**Martha, 2008**).

Dans ce travail, nous avons procédé à une étude du pouvoir antioxydant en utilisant des méthodes spécifiques telles que la réduction du fer et le piégeage du radical DPPH'.

Les résultats obtenus à l'aide de la méthode « DPPH' », montrent que le profil de piégeage des radicaux libres varie d'un extrait à un autre. L'extrait hydroacétonique, sa phase acétate d'éthyle et sa phase aqueuse, présentent une activité antioxydante plus élevée ($IC_{50} = 0,4 ; 0,27$ et $0,43$ mg/ml, respectivement) par rapport à l'extrait aqueux, sa phase acétate d'éthyle et sa phase aqueuse ($IC_{50} = 2,60 ; 1,85$ et $5,89$ mg/ml).

Pour la méthode « FRAP », nous avons observé que le profil de réduction du fer varie d'un extrait à un autre. Cependant, nous avons constaté une augmentation proportionnelle de la capacité de réduction du fer avec l'augmentation des concentrations utilisées. L'extrait hydro-acétonique, sa phase acétate d'éthyle et sa phase aqueuse, présentent le meilleur pouvoir à réduire le fer ($EC_{50} = 0,143 ; 0,084$ et $0,146$ mg/ml, respectivement) par rapport à l'extrait aqueux, sa phase acétate d'éthyle et sa phase aqueuse ($EC_{50} = 0,37 ; 0,156$ et $1,328$ mg/ml, respectivement).

Nos résultats ont démontré clairement l'influence du solvant sur l'extraction des composés bioactifs. Cet effet du solvant a été plusieurs fois démontré par des travaux scientifiques (**Bakht et al., 2011 ; Caunii et al., 2012 ; Chavan & Amarowicz, 2013 ; Nakamura et al., 2017 ; Syukriah et al., 2014 ; Spigno et al., 2007**).

Les activités antioxydantes des extraits sont étroitement liées au solvant utilisé lors de l'extraction, en raison des différents potentiels antioxydants des composés ayant une polarité différente.

Kashyap et al. (2012), ont également confirmé que les extraits hydro-alcooliques des fleurs de *C. monogyna* présentent une forte activité antioxydante.

L'extrait acétate d'éthyle d'ESEA de la partie aérienne de *C. monogyna* présente une forte capacité d'élimination des radicaux libres. Cette activité antioxydante élevée peut être attribuée à la présence de composés polyphénoliques dans cet extrait. Ces composés polyphénoliques ont la capacité de donner un hydrogène et/ou des électrons, ce qui leur confère un excellent pouvoir antioxydant, agissant comme des inhibiteurs des radicaux libres.

Discussion

Les travaux de **Bahorun et al. (2003)**, ont confirmé nos résultats en démontrant une activité antioxydante élevée de la plante *C. monogyna*, évaluée par la méthode FRAP. Les résultats obtenus ont montré une efficacité similaire à celle de BHT, Les résultats concordent avec une étude antérieure de **Bernatoniené et al. (2008)**, qui a montré que les extraits aqueux et éthanoliques d'aubépine ont une activité antiradicalaire. L'extrait éthanolique a montré une plus grande capacité à piéger les radicaux libres, et il contenait trois fois plus de composés phénoliques que l'extrait aqueux (182 mg/100 ml par rapport à 61 mg/100 ml, respectivement).

Les résultats d'**Amor (2018)**, sur les extraits des feuilles de *Crataegus oxyacantha L.* indiquent une activité antiradicalaire importante des extraits hydroalcooliques par rapport aux extraits aqueux, avec des valeurs de $43,37 \pm 2,05$ et $64,79 \pm 1,07 \mu\text{g/ml}$ pour les extraits aqueux des fleurs et feuilles, respectivement, soit de $24,47 \pm 0,51$ et $37,23 \pm 3,1 \mu\text{g/ml}$ pour les extraits méthanoliques des feuilles et fleurs, respectivement et $39,55 \pm 1,37$ et $188,18 \pm 3,79 \mu\text{g/ml}$ pour les extraits acétoniques des feuilles et fleurs, respectivement.

La variabilité des résultats des travaux antérieurs peut être influencée par plusieurs facteurs, tels que les conditions de culture et de croissance, le stade de développement de la plante et son degré de maturation, la période de sa récolte et la durée de stockage, la partie de l'espèce étudiée ainsi que les méthodes d'extraction et d'analyse utilisées dans les différentes études (**Aganga, 2001 ; Fiorucci, 2006 ; Pedneault et al., 2001 ; Tiwari et al., 2011**).

Malgré les divergences observées dans les résultats, il est indéniable que *Crataegus monogyna* représente une source potentielle de composés phénoliques bénéfiques pour la santé, conférant ainsi à cette plante une forte activité antioxydante.

Conclusion et perspectives

Conclusion et perspectives

Dans cette étude, nous avons réalisé une évaluation de la composition phytochimique en polyphénols, flavonoïdes et tanins de la partie aérienne de *Crataegus monogyna*, ainsi que de leur potentiel antioxydant *in vitro*.

En conclusion de ce travail, l'extrait brut eau/acétone a montré la plus forte teneur en polyphénols ($438,90 \pm 12,88$ mg EAG/gE), tandis l'extrait acétate d'éthyle issu par partage de cet extrait a présenté des niveaux élevés de flavonoïdes ($339,80 \pm 12,19$ mg EQC/gE) et de tanins ($208,87 \pm 9,19$ mg EQC/gE).

En ce qui concerne l'activité antioxydante, les divers extraits de la partie aérienne de *C. monogyna* ont démontré une activité puissante, indépendamment des tests utilisés (DPPH[•] et FRAP). L'extrait hydro-acétonique et ses phases se sont révélés particulièrement actifs, notamment la phase acétate d'éthyle de l'extrait brut eau/acétone, qui a montré la meilleure capacité de piégeage du radical DPPH[•] ($IC_{50} = 0,26$ mg/ml) ainsi qu'une forte capacité de réduction du fer ($EC_{50} = 0,084$ mg/ml).

Ces résultats suggèrent que la partie aérienne de *C. monogyna* pourraient constituée une source intéressante de composés phénoliques ayant des propriétés antioxydantes significatives. Ces composés pourraient avoir des applications potentielles en tant qu'ingrédients fonctionnels ou compléments alimentaires bénéfiques pour la santé.

En perspectives, il serait intéressant d'envisager les projets suivants :

- De rechercher, séparer, quantifier, identifier et caractériser les divers composés phénoliques présents dans les différents extraits étudiés, en utilisant des techniques plus performantes (HPLC, RMN...).
- D'explorer l'application thérapeutique et/ou industrielle de ces molécules purifiées en les testant sur des modèles biologiques *in vivo* (études de biodisponibilité).
- D'évaluer la cytotoxicité de ces molécules et déterminer les doses d'administration thérapeutique optimales (études en sécurité).

Références bibliographiques

- **Abdel Karim, M., Tohami, E., Fath-El Rahman A., & Hunida, E. (2016).** GC-MS Analysis and Biological Activity of Different Fractions of Sudanese Albiza amara (Vohl) Benth. Roots. *International Journal of Advanced Research*, 4(8), 1806-1814.
- **Abolhassani, L., Irvani, M. N., Zolfaghari, B., Oveisi, M. R., Sadeghi, H., & Rezaie, A. (2011).** Gastroprotective effect of *Crataegus monogyna* fruit on ethanol-induced gastric mucosal injury in rats. *Iranian Journal of Basic Medical Sciences*, 14(6), 531-538.
- **Abuashwashi, M. A., Palomino, O. M., & Gómez-Serranillos, M. P. (2016).** Geographic origin influences the phenolic composition and antioxidant potential of wild *Crataegus monogyna* from Spain. *Pharmaceutical Biology*, 54(11), 2708-2713.
- **Aganga, A. A., & Mosase, K. W. (2001).** Tannin content, nutritive value and dry matter digestibility of *Lonchocarpus capassa*, *Zizyphus mucronata*, *Sclerocarya birrea*, *Kirkia acuminata* and *Rhus lancea* seeds. *Animal Feed Science and Technology*, 91, 107-113.
- **Ali, N. A. A., Julish, W. D., Kusunick, C., & Lindesquist, U. (2001).** Screening of yamani medicinal plant for antibacterial and cytotoxic activities. *Journal of Ethnopharmacology*, pp. 173-179.
- **Alirezalu, A., Salehi, P., Ahmadi, N., Sonboli, A., Aceto, S., Hatami Maleki, H., & Ayyari, M. (2018).** Flavonoid's profile and antioxidant activity in flowers and leaves of hawthorn species (*Crataegus* spp.) from different regions of Iran. *International journal of food properties*, 21(1), 452-470.
- **Amal-Schnebelen, B., & Goetz, P. (2007).** À propos de quatre plantes sédatives dans le traitement du stress féminin. *Phytothérapie*, 5(2), 76-82.
- **Amor, L. (2018).** Composition chimique et activités biologiques des extraits de *Crataegus oxyacantha* L. (Rosaceae) (Doctoral dissertation).
- **Ardestani, A., & Yazdanparast, R. (2007).** Antioxidant and free radical scavenging potential of *Achillea santolina* extracts. *Food Chemistry*, 104(1), 21-29.
- **Arisi, A. C. M., Cornic, G., Jouanin, L., & Foyer, C. H. (1998).** Overexpression of iron superoxide dismutase in transformed poplar modifies the regulation of photosynthesis at low CO₂ partial pressures or following exposure to the prooxidant herbicide methyl viologen. *Plant Physiology*, 117(2), 565-574.

- **Arslan, R., Bektas, N., Bor, Z., & Sener, E. (2015).** Evaluation of the antithrombotic effects of *Crataegus monogyna* and *Crataegus davisii* in the carrageenan-induced tail thrombosis model. *Pharmaceutical Biology*, 53(2), 275-279.
- **Aruoma, O. I. (1998).** Free radicals, oxidative stress, and antioxidants in human health and disease. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 75(2), 199-212.
- **Asadi-Shekaari, M., Rezaei-Zarchi, S., Ahmadi-Soleimani, S. M., Esmailpour, K., Sheibani, V., Shabani, M., & Jafari, M. (2012).** Neuroprotective effects of *Crataegus monogyna* aqueous extract against traumatic brain injury in rats. *Neurochemical Research*, 37(2), 436-441.
- **Asgari, S., Najar, B., Faramarzi, M.A., Soltani, M., Tahmasebi, R., & Jafari, R. (2014).** Antimicrobial activity of different parts of *Crataegus monogyna* subsp. *monogyna* on multi-drug resistant bacteria and fungi. *Journal of Ethnopharmacology*, 153(2), 465-469.
- **Atmani, D., Chaher, N., Berboucha, M., Ayouni, K., Lounis, H., Boudaoud, H., ... & Atmani, D. (2009).** Antioxidant capacity and phenol content of selected Algerian medicinal plants. *Food Chemistry*, 112(2), 303-309.
- **Aymonin, G. (1993).** Flore des environs de Paris: l'aubépine monogyne, *Crataegus monogyna* Jacq. *Bulletin de la Société botanique de France. Lettres botaniques*, 140(1), 49-54.
- **Bahorun, T., Aumjaud, E., Ramphul, H., Rycha, M., Luximon-Ramma, A., Trotin, F., & Aruoma, O. I. (2003).** Phenolic constituents and antioxidant capacities of *Crataegus monogyna* (Hawthorn) callus extracts. *Food/Nahrung*, 47(3), 191-198.
- **Bahorun, T., Trotin, F., & Vasseur, J. (1994).** Comparative polyphenolic productions in *Crataegus monogyna* callus cultures. *Phytochemistry*, 37, 1273-1276.
- **Bahorun, T., Trotin, F., Pommery, J., Vasseur, J., & Pinkas, M. (1993).** Antioxidant activities of *Crataegus monogyna* extracts. *Planta medica*, 60(04), 323-328.
- **Bahramikia, S., Yazdanparast, R., & Ebrahimi, S. N. (2009).** In vitro antioxidant and free radical scavenging activity of different parts of *Crataegus sinaica* Boiss. *Research Journal of Biological Sciences*, 4(2), 227-232.
- **Bakht, J., Tayyab, M., Ali, H., Islam, A., & Shafi, M. (2011).** Effect of different solvent extracted sample of *Allium sativum* (Linn) on bacteria and fungi. *African Journal of Biotechnology*, 10(31), 5910-5915.
- **Barros L., Carvalho A.M., Ferreira I.C. (2011).** Comparing the composition and bioactivity of *Crataegus monogyna* flowers and fruits used in folk medicine. *Phytochemical Analysis*, 22(2), 181-188.

- **Barros, L., Dueñas, M., Carvalho, A. M., Ferreira, I. C., & Santos-Buelga, C. (2012).** Characterization of phenolic compounds in flowers of wild medicinal plants from Northeastern Portugal. *Food and Chemical Toxicology*, 50, 1576-1582.
- **Béguel, J. P. (2012).** Étude de la capacité antioxydante en lien avec la reproduction chez l'huître creuse *Crassostrea gigas* (Doctoral dissertation, Brest).
- **Belmokhtar, Z. (2015).** Identification et caractérisation des molécules du métabolisme secondaire de *Retama monosperma*. L Boiss, intérêt pharmaceutique (Thèse de doctorat). Université Mohamed Boudiaf d'Oran.
- **Benhamama, L. (2015).** Contribution à l'étude phytochimique et évaluation de l'activité Antioxydante de la plante médicinale *Crataegus monogyna* (Mémoire).
- **Benzie, I. F., & Strain, J. J. (1999).** [2] Ferric reducing/antioxidant power assay: direct measure of total antioxidant activity of biological fluids and modified version for simultaneous measurement of total antioxidant power and ascorbic acid concentration. In *Methods in enzymology* (Vol. 299, pp. 15-27). Academic press.
- **Bernatonienė, J., Masteikova, R., Majienė, D., Savickas, A., Kėvelaitis, E., Bernatonienė, R., ... & Pečiūra, R. (2008).** Free radical-scavenging activities of *Crataegus monogyna* extracts. *Medicina*, 44(9), 706.
- **Bibi Sadeer, N., Montesano, D., Albrizio, S., Zengin, G., & Mahomoodally, M. F. (2020).** The versatility of antioxidant assays in food science and safety—Chemistry, applications, strengths, and limitations. *Antioxidants*, 9(8), 709.
- **Biner, S. (2006).** Caractérisation d'extraits aqueux de "*Rhodiola rosea*" en vue de leur utilisation dans une boisson anti-stress. Mémoire de diplôme HES: Haute Ecole d'Ingénierie, Zonnevillje, F. (Supervisor).
- **Bloomer, R. J., & Fisher-Wellman, K. H. (2008).** Blood oxidative stress biomarkers: Influence of sex, training status, and dietary intake. *Gender Medicine*, 5(3), 218-228.
- **Boizot, N., & Charpentier, C. (2006).** Spectrophotométrie UV-visible. Techniques de l'ingénieur, Mesure des paramètres physiques et des composés chimiques, Mesures optiques, 6 p.
- **Bouchouka, E. (2016).** Extraction des polyphénols et étude des activités antioxydante et antibactérienne de quelques plantes Sahariennes (Thèse de doctorat). Université Badji Mokhtar-Annaba.
- **Boudraa, S. (2007).** Etude de la fraction minérale et vitaminique des fruits de *Celtis australis* L., *Crataegus azarolus* L., *Crataegus monogyna* Jacq., *Elaeagnus angustifolia* L. et

Ziziphus lotus L. Mémoire de magister. Département d'agronomie. Université el Hadj Lakhdar. Batna, 151p.

- **Boudraa, S., Hambaba, L., Zidani, S., & Boudraa, H. (2010).** Composition minérale et vitaminique des fruits de cinq espèces sous exploitées en Algérie: *Celtis australis* L., *Crataegus azarolus* L., *Crataegus monogyna* Jacq., *Elaeagnus angustifolia* L. et *Zizyphus lotus* L. *Fruits*, 65(2), 75-84.
- **Bouزيد, W. (2009).** Etude de l'Activité Biologique des Extraits du Fruit de *Crataegus monogyna* Jacq. Magister thesis, Université de Batna 2.
- **Bouزيد, W., Yahia, M., Abdeddaim, M., Aberkane, M. C., & Ayachi, A. (2011).** Évaluation de l'activité antioxydante et antimicrobienne des extraits de l'aubépine monogyne. *Lebanese Science Journal*, 12(1), 59-69.
- **Bozin, B., Mimica-Dukic, N., Simin, N., & Anackov, G. (2008).** Characterization of the volatile composition of essential oils of some lamiaceae spices and the antimicrobial and antioxidant activities of the entire oils. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(22), 9924-9933.
- **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(1), 25-30.
- **Browne, R. W., Bloom, M. S., Schisterman, E. F., Hovey, K., Trevisan, M., Wu, C., Liu, A., & Wactawski-Wende, J. (2008).** Analytical and biological variation of biomarkers of oxidative stress during the menstrual cycle. *Biomarkers*, 13(2), 160-183.
- **Cai, Y., Luo, Q., Sun, M., & Corke, H. (2011).** Antioxidant activity and phenolic compounds of 112 traditional Chinese medicinal plants associated with anticancer. *Life Sciences*, 88(21-22), 758-769.
- **Caligiani, A., Malavasi, G., Palla, G., Marseglia, A., Tognolini, M., & Bruni, R. (2013).** A simple GC-MS method for the screening of betulinic, corosolic, maslinic, oleanolic, and ursolic acid contents in commercial botanicals used as food supplement ingredients. *Food Chemistry*, 136(2), 735-741.
- **Cao, G., Alessio, H. M., & Cutler, R. G. (1993).** Oxygen-radical absorbance capacity assay for antioxidants. *Free radical biology and medicine*, 14(3), 303-311.
- **Carine, B. (2014).** Du médicament informel au médicament libéralisé : une anthropologie du médicament pharmaceutique au Bénin. *Archives contemporaines*.

- **Caunii, A., Pribac, G., Grozea, I., Gaitin, D., & Samfi, I. (2012).** Design of optimal solvent for extraction of bioactive ingredients from six varieties of *Medicago sativa*. *Chemistry Central Journal*, 6(1), 123-131.
- **Chavan, U. D., & Amarowicz, R. (2013).** Effect of various solvent systems on extraction of phenolics, tannins and sugars from beach pea (*Lathyrus maritimus* L.). *International Food Research Journal*, 20(3), 1139-1144.
- **Cheurfa, M., & Allem, R. (2016).** Évaluation de l'activité anti-oxydante de différents extraits des feuilles d'*Aloysia triphylla* (L'Hérit.) d'Algérie in vitro. *Phytothérapie*, 14(3), 181-187.
- **Choe, E., & Min, D. B. (2005).** Chemistry and reactions of reactive oxygen species in foods. *Journal of Food Science*, 70(9), R142-R159.
- **Codoñer-Franch, P., Valls-Bellés, V., Arilla-Codoñer, A., & Alonso-Iglesias, E. (2011).** Oxidant mechanisms in childhood obesity: The link between inflammation and oxidative stress. *Translational Research*, 158(6), 369-384.
- **Cronquist, A. (1981).** An integrated system of classification of flowering plants. New York: Columbia University Press.
- **Davies, J. R. (2000).** Hawthorn. Element Books Limited, Bosten, MA.
- **Deby-Dupont, G., Deby, C., & Lamy, M. (2002).** Données actuelles sur la toxicité de l'oxygène. *Réanimation*, 11(1), 28-39.
- **Delattre, J., Beaudoux, J. L., & Bonnefont-Rousselot, D. (2005).** Radicaux libres et stress oxydant: Aspects biologiques et pathologiques (pp. 87-108). Editions Tec & Doc.
- **Djerroumi, A., Nacef, M. (2004).** 100 plantes médicinales d'Algérie. Ed. Palais du livre, 51-108.
- **Dontha, S. (2016).** A review on antioxidant methods. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 9(2), 14-32.
- **Edeoga, H. O., Okwu, D. E., & Mbaebie, B. O. (2005).** Phytochemical constituents of some Nigerian medicinal plants. *African Journal of Biotechnology*, 4(7), 685-688.
- **El Hajaji, H., Lachkar, N., Alaoui, K., Cherrah, Y., Farah, A., Ennabili, A., El Bali, B., & Lachkar, M. (2010).** Antioxidant Properties and Total Phenolic Content of Three Varieties of Carob Tree Leaves from Morocco. *Records of Natural Products*, 4(4), 193-204.
- **Elango, C., & Devaraj, S. N. (2010).** Immunomodulatory effect of Hawthorn extract in an experimental stroke model. *Journal of Neuroinflammation*, 7, 97. doi: 10.1186/1742-2094-7-97.

- **El-Sayed, Y. S., Lebda, M. A., Hassinin, M., Neoman, S. A., Chicco, A. G., & Ibrahim, M. A. (2013).** Hepatoprotective effect of hawthorn extract against CCl₄-induced hepatotoxicity in rats. *PloS One*, 8(10), e75889.
- **Fabre, M.C., Genin, A., Merigoux, J., Moget, É. (1992).** Des recettes simples avec des plantes simples pour résoudre les problèmes simples. *Herboristerie Familiale*, 1-103.
- **Fabri, E., De Feo, V., Rodriguez, B., & De Martino, L. (2009).** Plants, traditional knowledge and scientific investigation in the search for effective anti-viral agents. *Natural product communications*, 4(8), 1127-1138.
- **Farhat, R. (2007).** "Etude de la fraction lipidique et la composition en acides gras des huiles des fruits de : *Celtis australis* L., *Crataegus azarolus* L., *Crataegus monogyna* Jacq., *Elaeagnus angustifolia* L., et *Ziziphus lotus* L.". Mémoire de magister (Agronomie), Université El Hadj Lakhdar. Batna. pp.109.
- **Farnsworth, N. R., Akerele, O., Bingel, A. S., Soejarto, D. D., & Guo, Z. (1985).** Medicinal plants in therapy. *Bulletin of the World Health Organization*, 63(6), 965-981.
- **Fattahi, S., Asghari, G., & Hajizadeh, N. (2013).** *Crataegus monogyna* aqueous extract ameliorates cyclophosphamide-induced toxicity in mice testis by reducing oxidative stress and DNA damage. *BioMed Research International*, 2013, 741750.
- **Feng, Y., Wang, X., Antona, D., Guggenheim, J. A., & Vidal-Rohr, M. (2014).** Effect of hawthorn fruit extract on the visual function of subjects with computer vision syndrome: A randomized controlled trial. *Journal of Nutrition and Metabolism*, 2014.
- **Ferreira, I. C., Baptista, P., Vilas-Boas, M., Barros, L., & Barreira, J. C. (2007).** Free-radical scavenging capacity and reducing power of wild edible mushrooms from northeast Portugal: individual cap and stipe activity. *Food chemistry*, 100(4), 1511-1516.
- **Finaud, J., Lac, G., & Filaire, E. (2006).** Oxidative stress: Relationship with exercise and training. *Sports Medicine*, 36, 327-358.
- **Fiorucci, S. (2006).** Activités biologiques de composés de la famille des flavonoïdes: Approches par des méthodes de chimie quantique et de dynamique moléculaire. Thèse de doctorat Université de Nice Sophia-Antipolis (UNS).
- **Franco, D., Sineiro, J., Rubilar, M., Sánchez, M., Jerez, M., Pinelo, M., Costoya, N., & Núñez, M. J. (2008).** Polyphenols from plant materials: extraction and antioxidant power. *Electronic Journal of Environmental, Agricultural and Food Chemistry*, 7(8), 3210-3216.

- **Froehlicher, T., Hennebelle, T., Martin-Nizard, F., Cleenewerck, P., Hilbert, J. L., Trotin, F., & Grec, S. (2009).** Phenolic profiles and antioxidative effects of hawthorn cell suspensions, fresh fruits, and medicinal dried parts. *Food Chemistry*, 115, 897-903.
- **Garcia, M., Saenz, M., Ahumada, M., & Cert, A. (1997).** Isolation of three triterpenes and several aliphatic alcohols from *Crataegus monogyna* Jacq. *Journal of Chromatography A*, 767(1-2), 340-342.
- **Ghedira, K. (2005).** Les métabolites secondaires des plantes: une source de molécules bioactives. *Médecine/Sciences*, 21(1), 94-99.
- **Gholamnezhad, Z., Havasian, M. R., Mohammadi, J., Afshari, A. R., & Amirghofran, Z. (2018).** In vitro and in vivo anti-cancer effects of *Crataegus monogyna* extract on human colon cancer cell line. *Food and Chemical Toxicology*, 116, 79-87.
- **Girre, L. (2000).** Plantes médicinales et allergies. *Revue française d'allergologie et d'immunologie clinique*, 40(6), 564-569.
- **Goto, M., Ueda, K., Hashimoto, T., Fujiwara, S., Matsuyama, K., Kometani, T., & Kanazawa, K. (2008).** A formation mechanism for 8-hydroxy-2'-deoxyguanosine mediated by peroxidized 2'-deoxythymidine. *Free Radical Biology and Medicine*, 45(9), 1318-1325.
- **Habtemariam, S., & Varghese, G. (2014).** The antidiabetic therapeutic potential of dietary polyphenols. *Current Pharmaceutical Biotechnology*, 15(4), 391-400.
- **Hariri, A. T., Moallem, S. A., & Mahmoudi, M. (2015).** The anxiolytic effect of a *Crataegus monogyna* extract in mice: A behavioural and neurochemical study. *Journal of Ethnopharmacology*, 175, 236-242.
- **Heim, K. E., Tagliaferro, A. R., & Bobilya, D. J. (2002).** Flavonoid antioxidants: Chemistry, metabolism and structure-activity relationships. *The Journal of Nutritional Biochemistry*, 13(10), 572-584.
- **Hennebelle, T. (2006).** Investigation chimique, chimiotaxonomique et pharmacologique de Lamiales productrices d'antioxydants: *Marrubium peregrinum*, *Ballota larendana*, *Ballota pseudodictamnus* (Lamiacées) et *Lippia alba* (Verbénacées) (Doctoral dissertation, Lille 1).
- **Herrera, C. M. (1984).** Seed dispersal and fitness determinants in wild rose: Combined effects of hawthorn, birds, mice, and browsing ungulates. *Spain*, 63, 386-393.
- **Jabbari, M., Hashemibeni, B., Pourianfar, H.R., Mohammadi, M., & Ramezani, M. (2017).** Anti-inflammatory activity of *Crataegus monogyna* and its fractions on carrageenan-induced paw edema in mice. *Pharmaceutical Biology*, 55(1), 899-904.

- **Jaccot, L., & Campillo, N. (2003).** Les métabolites secondaires des plantes: une source de molécules bioactives. *Phytothérapie*, 1(3), 136-140.
- **Ju LY (2005).** *Crataegus oxyacantha* (aubepine) in the use as herb medicine in France. *Zhongguo Zhong Yao Za Zhi*, 30, 634-640.
- **Kabera, J. N., Semana, E., Mussa, A. R., & He, X. (2014).** Antioxidant activity of fruits and vegetables: A review. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 62(15), 3367-3378.
- **Kaiser, S., Di Mascio, P., Murphy, M. E., & Sies, H. (1990).** Physical and chemical scavenging of singlet molecular oxygen by tocopherols. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 277(1), 101-108.
- **Karumi, Y., Kashiwada, Y., Hashimoto, F., Cosentino, L. M., & Chen, C. H. (2004).** Tannins and related compounds from Myrtaceae: isolation, identification and antioxidant activity. *Journal of natural products*, 67(4), 606-610.
- **Kashyap, C. P., Arya, V., & Thakur, N. (2012).** Ethnomedicinal and phytopharmacological potential of *Crataegus oxyacantha* Linn. –A review. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2(2), S1194-S1199.
- **Keser, S., Celik, S., Turkoglu, S., Yilmaz, Ö., & Turkoglu, I. (2014).** The investigation of some bioactive compounds and antioxidant properties of hawthorn (*Crataegus monogyna* subsp. *monogyna* Jacq). *Journal of intercultural ethnopharmacology*, 3(2), 51.
- **Kim, D. O., Chun, O. K., Kim, Y. J., Moon, H. Y., & Lee, C. Y. (2003).** Quantification of polyphenolics and their antioxidant capacity in fresh plums. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(22), 6509-6515.
- **Kirakosyan, A., Seymour, E., Kaufman, P. B., Warber, S., Bolling, S., & Chang, S. C. (2003).** Antioxidant capacity of polyphenolic extracts from leaves of *Crataegus laevigata* and *Crataegus monogyna* (Hawthorn) subjected to drought and cold stress. *Journal of agricultural and food chemistry*, 51(14), 3973-3976.
- **Kirschvink, N., de Moffarts, B., & Lekeux, P. (2008).** The oxidant/antioxidant equilibrium in horses. *The Veterinary Journal*, 177(2), 178-191.
- **Kivrak, I., Duru, M. E., Öztürk, M., Mercan-Doğan, N., Türkan, İ., & Çetin, Ö. (2015).** Determination of chemical contents and antioxidant activity of the fruits of *Crataegus azarolus* L., *Crataegus monogyna* Jacq., and *Crataegus oxyacantha* L. *Journal of Food Science*, 80(4), C774-C779.
- **Koleva, I. I., Van Beek, T. A., Linssen, J. P., Groot, A. D., & Evstatieva, L. N. (2002).** Screening of plant extracts for antioxidant activity: a comparative study on three testing

methods. *Phytochemical Analysis: An International Journal of Plant Chemical and Biochemical Techniques*, 13(1), 8-17.

- **Kumar, D., Arya, V., Bhat, Z. A., Khan, N. A., & Prasad, D. N. (2012).** The genus *Crataegus*: chemical and pharmacological perspectives. *Revista Brasileira de Farmacognosia*, 22, 1187-1200.
- **Laguerre, M., López-Giraldo, L. J., Lecomte, J., Pina, M., & Villeneuve, P. (2007).** Outils d'évaluation in vitro de la capacité antioxydante. *Fondamental, OCL - Oilseeds and Fats, Crops and Lipids*, 14(5), 278-292.
- **Leopoldini, M., Russo, N., & Toscano, M. (2011).** The molecular basis of working mechanism of natural polyphenolic antioxidants. *Food chemistry*, 125(2), 288-306.
- Leroy, P. (2016). Les composants du stress oxydant et les radicaux libres. *Hegel*, 6(2), 218-219.
- **Leung, A.Y., Foster, S. (1996).** *Encyclopedia of Common Natural Ingredients: Used in Food, Drugs, and Cosmetics* (2nd ed.). John Wiley, New York.
- **Li, C., Son, H. J., Huang, C., Lee, S. K., Lohakare, J., & Wang, M. H. (2010).** Comparison of *Crataegus pinnatifida* Bunge var. *typica* Schneider and *C. pinnatifida* Bunge fruits for antioxidant, anti- α -glucosidase, and anti-inflammatory activities. *Food Science and Biotechnology*, 19(3), 769-775.
- **Lim, Y. Y., Lim, T. T., & Tee, J. J. (2007).** Antioxidant properties of several tropical fruits: A comparative study. *Food Chemistry*, 103, 1003-1008.
- **Lin, L. Z., Lu, S. Y., & Hsieh, Y. C. (2014).** Anti-inflammatory and skin barrier repair effects of topical application of some plant oils. *International Journal of Molecular Sciences*, 15(11), 19328-19348.
- **Magalhaes, L. M., Segundo, M. A., Reis, S., & Lima, J. (2008).** Methodological aspects about in vitro evaluation of antioxidant properties. *Analytica Chimica Acta*, 613, 1-19.
- **Maisuthisakul, P., Suttajit, M., Pongsawatmanit, R., & Sutheerawatananon, M. (2007).** Assessment of phenolic content and free radical-scavenging capacity of some Thai indigenous plants. *Food Chemistry*, 100(4), 1409-1418.
- **Majob, A.T. (2003).** Screening of some Nigerian medicinal plants for alkaloids. *Journal of Ethnopharmacology*, 84(2-3), 265-268.
- **Martha-Estrella, G. P., Niokhor, D. P., & Stevanovic, T. (2008).** Comparative study of antioxidant capacity of yellow birch twigs extracts at ambient and high temperatures. *Food chemistry*, 107(1), 344-351.

- **Martinelli, F., Perrone, A., Yousefi, S., Papini, A., Castiglione, S., Guarino, F., Cicutelli, A., Aelaei, M., Arad, N., Gholami, M., & Salami, S. (2021).** Botanical, Phytochemical, Anti-Microbial and Pharmaceutical Characteristics of Hawthorn (*Crataegus monogyna* Jacq.), Rosaceae. *Molecules*, 26(23), 7266.
- **Masella, R., Di Benedetto, R., Vari, R., Filesi, C., & Giovannini, C. (2005).** Novel mechanisms of natural antioxidant compounds in biological systems: involvement of glutathione and glutathione-related enzymes. *The Journal of nutritional biochemistry*, 16(10), 577-586.
- **Matés, J. M., Pérez-Gómez, C., & De Castro, I. N. (1999).** Antioxidant enzymes and human diseases. *Clinical biochemistry*, 32(8), 595-603.
- **McCall, M. R., & Frei, B. (1999).** Can antioxidant vitamins materially reduce oxidative damage in humans? *Free Radical Biology and Medicine*, 26(7-8), 1034-1053.
- **Mena, S., Ortega, A., & Estrela, J. M. (2009).** Oxidative stress in environmental-induced carcinogenesis. *Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis*, 674(1-2), 36-44.
- **Miller AL (1998).** Botanical influences on cardiovascular disease. *Alternative Medicine Review*, 3, 422-431.
- **Mirabi, P., Alamolhoda, S. H., Esmailzadeh, S., Mojab, F., & Hajimahmoodi, M. (2015).** Effect of *Crataegus monogyna* extract on menstrual bleeding: A randomized clinical trial. *Journal of Obstetrics and Gynaecology Research*, 41(5), 824-830.
- **Moein, S., Mokhtari, S., Akbari, A., & Karami, M. (2018).** Anti-cancer and apoptotic activities of crude extract and fractions of *Crataegus monogyna* fruit in MCF-7 cells. *Phytotherapy Research*, 32(4), 651-661.
- **Mohand A.Y. (2006).** *Plantes médicinales de Kabylie* (préface du docteur Jean-Philippe Brette). Ibis Press (Éd). Paris.
- **Nabavi, S. F., Habtemariam, S., Ahmed, T., Sureda, A., Daglia, M., Sobarzo-Sanchez, E., & Nabavi, S. M. (2015).** Polyphenolic Composition of *Crataegus monogyna* Jacq.: From Chemistry to Medical Applications. *Nutrients*, 7(9), 7708-7728.
- **Nakamura, M., Ra, J. H., Jee, Y., & Kim, J. S. (2017).** Impact of different partitioned solvents on chemical composition and bioavailability of *Sasa quepaertensis* Nakai leaf extract. *Journal of food and drug analysis*, 25(2), 316-326.

- **Nasri, H., Bahmani, M., Shahinfard, N., Moradi Nafchi, A., Saberianpour, S., Rafeian-Kopaei, M. (2018).** Medicinal plants for the treatment of cardiovascular diseases - a review. *Planta Medica*, 84(1), 1-14.
- **Nemecz G. (2001).** "Hawthorn". *Communication* January/February, 10-13.
- **N'Guessan, K., Kra Kouassi, B., & Zirihi, G. N. (2009).** Screening phytochimique de quelques plantes médicinales ivoiriennes utilisées en pays Krobou (Agboville, Côte d'Ivoire). *Journal of Applied Biosciences*, 20, 1152-1159.
- **Nicholls, P. (2012).** Classical catalase: ancient and modern. *Archives of biochemistry and biophysics*, 525(2), 95-101.
- **Nikolov, N., DellaMonica, G., & Chopin, J. (1981).** Di-C-glycosylflavones from *Crataegus monogyna*. *Phytochemistry*, 20, 2780-2781.
- **Obeid, H. K., Karuso, P., Prenzler, P. D., & Robards, K. (2007).** Novel secoiridoids with antioxidant activity from Australian olive mill waste. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55(8), 2848-2853.
- **Oladiji, A. T., Oladipo, I. C., & Adedapo, A. A. (2007).** Hypolipidemic potentials of *Crataegus monogyna* stems bark extracts in rats. *Journal of Ethnopharmacology*, 109(1), 156-160.
- **Oloyede, G. K. (2005).** An appraisal of the chemical constituents and antimicrobial activities of the volatile oils of *Lippia multiflora* and *Lippia gracilis* grown in Nigeria. *Journal of Essential Oil Research*, 17(1), 25-27.
- **Oyaizu, M. (1986).** Studies on products of browning reactions: Antioxidative activities of products of browning reaction prepared from glucosamine. *The Japanese Journal of Nutrition and Dietetics*, 44(6), 307-315.
- **Ozcan, M., Hacisefrogullari, H., Marakoglu, T., & Arslan, D. (2005).** Hawthorn (*Crataegus* spp) fruit: Some physical and chemical properties. *Journal of Food Engineering*, 69, 409-413.
- **Pan, Y., Wang, K., Huang, S., Wang, H., Mu, X., He, C., ... & Huang, F. (2008).** Antioxidant activity of microwave-assisted extract of longan (*Dimocarpus Longan* Lour.) peel. *Food Chemistry*, 106(3), 1264-1270.
- **Parejo, I., Viladomat, F., Bastida, J., Rosas-Romero, A., Flerlage, N., Burillo, J., & Codina, C. (2002).** Comparison between the radical scavenging activity and antioxidant activity of six distilled and nondistilled Mediterranean herbs and aromatic plants. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50, 6882-6890.

- **Pedneault, K., Leonharts, A., Gosselin, A., Ramputh, A., & Arnason, J. T. (2001).** Influence de la culture hydroponique de quelques plantes médicinales sur la croissance et la concentration en composés secondaires des organes végétaux. Texte de conférence. Canada.
- **Peschel, W., Bohr, C., & Plescher, A. (2008).** Variabilité des flavonoïdes totaux dans l'évaluation du facteur Crataegus pour la production contrôlée de matières premières industrielles. *Fitoterapia*, 79, 6-20.
- **Pierre, H. (2006).** L'aubépine : ses vertus et ses bienfaits pour la santé. Editions Alpen, 128 pages.
- **Poitevin, B. (2014).** Crataegus oxyacantha. *La Revue d'Homéopathie*, 5(3), 113-116.
- **Powers, S. K., Smuder, A. J., Kavazis, A. N., & Hudson, M. B. (2010).** Experimental guidelines for studies designed to investigate the impact of antioxidant supplementation on exercise performance. *International Journal of Sport Nutrition and Exercise Metabolism*, 20(1), 2-14.
- **Quispe-Candori, S., Foglio, M. A., Rosa, P. T. V., & Meireles, M. A. A. (2008).** Obtaining β -caryophyllene from *Cordia verbenacea* de Candolle by supercritical fluid extraction. *The Journal of Supercritical Fluids*, 46(1), 27-32.
- **Rasool, M. K., Sabina, E. P., Ramya, S. R., & Preeti, P. (2010).** Hepatoprotective and antioxidant effects of gallic acid in paracetamol-induced liver damage in mice. *Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 62(5), 638-643.
- **Retsky, K. L., Chen, K., Zeind, J., & Frei, B. (1999).** Inhibition of copper-induced LDL oxidation by vitamin C is associated with decreased copper-binding to LDL and 2-oxo-histidine formation. *Free Radical Biology and Medicine*, 26(1-2), 90-98.
- **Rezaire, A. (2012).** Activité anti-oxydante, et caractérisation phénolique du fruit de palmier amazonien *Oenocarpus bataua* (patawa) (Doctoral dissertation, Antilles-Guyane).
- **Rigelsky JM, Sweet BV (2002).** Hawthorn: Pharmacology and therapeutic uses. *American Journal of Health-System Pharmacy*, 59, 417-422.
- **Roberts, R. A., Smith, R. A., Safe, S., Szabo, C., Tjalkens, R. B., & Robertson, F. M. (2010).** Toxicological and pathophysiological roles of reactive oxygen and nitrogen species. *Toxicology*, 276(2), 85-94.
- **Rohr, G. E., Meier, B., & Sticher, O. (1999).** Quantitative reversed-phase high-performance liquid chromatography of procyanidins in *Crataegus* leaves and flowers. *Journal of Chromatography A*, 835, 59-65.

- **Sabour-Madani, F. Z. (2017)** (Doctoral dissertation). Bilan nutritionnel et Marqueurs du stress oxydatif et de l'inflammation chez les agriculteurs utilisant les pesticides dans la région de TLEMCEM.
- **Sadeer, N. B., Montesano, D., Albrizio, S., Zengin, G., & Mahomoodally, M. F. (2020).** The Versatility of Antioxidant Assays in Food Science and Safety—Chemistry, Applications, Strengths, and Limitations. *Journal of Analytical Methods in Chemistry*, 2020, 1-15.
- **Santos, N. A., Cordeiro, A. M., Damasceno, S. S., Aguiar, R. T., Rosenhaim, R., Carvalho Filho, J. R., ... & Souza, A. G. (2012).** Commercial antioxidants and thermal stability evaluations. *Fuel*, 97, 638-643.
- **Sayre, L. M., Moreira, P. I., Smith, M. A., & Perry, G. (2005).** Metal ions and oxidative protein modification in neurological disease. *Annali dell'Istituto superiore di sanita*, 41(2), 143-164.
- **Sayre, L. M., Perry, G., & Smith, M. A. (2008).** Oxidative stress and neurotoxicity. *Chemical Research in Toxicology*, 21(1), 172-188.
- **Scherer, R., Godoy, H.T., and Ramos, A.M. (2009).** Antioxidant activity index (AAI) by the 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl method. *Food Chemistry*, 112(3), 654-658.
- **Schroeter, H., Boyd, C., Spencer, J. P., Williams, R. J., Cadenas, E., & Rice-Evans, C. (2002).** MAPK signaling in neurodegeneration: influences of flavonoids and of nitric oxide. *Neurobiology of aging*, 23(5), 861-880.
- **Shaik, Y. B., Castellani, M. L., Perrella, A., & Conti, F. (2018).** Anti-asthmatic activity of hawthorn *Crataegus monogyna* on experimentally induced asthma in mice. *Inflammopharmacology*, 26(3), 767-778.
- **Shalizar Jalali, A., Hassanzadeh, S., & Malekinejad, H. (2011).** Chemoprotective effect of *Crataegus monogyna* aqueous extract against cyclophosphamide-induced reproductive toxicity. *Veterinary Research Forum*, 2(4), 266-273.
- **Sharma, P., Jha, A. B., Dubey, R. S., & Pessarakli, M. (2012).** Reactive oxygen species, oxidative damage, and antioxidative defense mechanism in plants under stressful conditions. *Journal of botany*, 2012.
- **Siek, T. J. (1978).** Effective use of organic solvents to remove drugs from biologic specimens. *Clinical Toxicology*, 13(2), 205-230.
- **Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999).** [14] Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. In *Methods in enzymology* (Vol. 299, pp. 152-178). Academic press.

- **Small, E., & Catling, P. M. (2000).** Les cultures médicinales canadiennes. NRC Research Press.
- **Smith, A. R., Shenvi, S. V., Widlansky, M., Suh, J. H., & Hagen, T. M. (2004).** Lipoic acid as a potential therapy for chronic diseases associated with oxidative stress. *Current medicinal chemistry*, 11(9), 1135-1146.
- **Sofowra, A. (1993).** Medicinal Plants And Traditional Medicine In Africa. 2nd Edition. Spectrum Books Ltd, Ibadan, Nigeria.
- **Spigno, G., Tramelli, L., & De Faveri, D. M. (2007).** Effects of extraction time, temperature and solvent on concentration and antioxidant activity of grape marc phenolics. *Journal of Food Engineering*, 81(1), 200-208.
- **Sumaya Martinez, M. (2004).** Valorisation d'hydrolysats de co-produits de crevettes: Étude de l'activité antiradicalaire et antioxydante, fractionnement des substances actives et effet de la glycation (Doctoral dissertation, Brest).
- **Sun, B. S., Ricardo-Da-Silva, J. M., & Spranger, M. I. (1998a).** Critical factors of vanillin assay for catechins and proanthocyanidins. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46, 4267-4274.
- **Sun, B., Leandro, C., Ricardo da Silva, J. M., & Spranger, I. (1998b).** Separation of grape and wine proanthocyanidins according to their degree of polymerization. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46(4), 1390-1396.
- **Syukriah, A. N., Liza, M. S., Harisun, Y., & Fadzillah, A. A. M. (2014).** Effect of solvent extraction on antioxidant and antibacterial activities from *Quercus infectoria* (Manjakani). *International Food Research Journal*, 21(3), 1031.
- **Taher, M., Imran, M., Khan, R., & Khan, M. (2018).** *Crataegus monogyna* leaves mediated green synthesis of gold nanoparticles for anti-diabetic, anti-inflammatory, and antioxidant activities. *Food and Chemical Toxicology*, 119, 124-132.
- **Taheri, R., Shakiba, Y., & Ebrahimi, S.A. (2013).** Antioxidant and antihemolytic activities of ethanolic extract of *Crataegus monogyna* Jacq. aerial parts. *Food and Chemical Toxicology*, 58, 528-533.
- **Tajik, N., Esfahani, Z. H., Dehpour, A. A., Ghassemi-Dehkordi, N., Sanaie, S., & Hajimahmoodi, M. (2014).** Antioxidant and cytoprotective effects of *Crataegus songarica* and its flavonoid constituents. *Food and Chemical Toxicology*, 65, 143-149.
- **Tamuly, C., Hazarika, M., & Boruah, P. (2014).** Antioxidant potential and phytochemical screening of different parts of *Centella asiatica* (Linn.) Urban collected from

Dibrugarh district, Assam, Northeast India. *International Journal of Herbal Medicine*, 2(3), 01-05.

- **Topçu, G., Ay, M., Bilici, A., & Sarikurkcü, C. (2007).** Antioxidant activities of some Lamiaceae plant extracts. *Phytotherapy Research: An International Journal Devoted to Pharmacological and Toxicological Evaluation of Natural Product Derivatives*, 21(7), 622-625.
- **Tiwari, P., Kumar, B., Kaur, M., Kaur, G., & Kaur, H. (2011).** Phytochemical screening and extraction: A review. *Internationale Pharmaceutica Scientia*, 1, 98-106.
- **Urbonaviciute, A., Jakstas, V., Kornygova, O., Janulis, V., & Maruska, A. (2006).** Capillary electrophoretic analysis of flavonoids in single-styled hawthorn (*Crataegus monogyna* Jacq.) ethanolic extracts. *Journal of Chromatography A*, 1112, 339-344.
- **Valko, M., Izakovic, M., Mazur, M., Rhodes, C. J., & Telser, J. (2004).** Role of oxygen radicals in DNA damage and cancer incidence. *Molecular and Cellular Biochemistry*, 266, 37-56.
- **Valko, M., Rhodes, C. J. B., Moncol, J., Izakovic, M. M., & Mazur, M. (2006).** Free radicals, metals and antioxidants in oxidative stress-induced cancer. *Chemico-Biological Interactions*, 160(1), 1-40.
- **Verma, S.K., Jain, V., Verma, D., Khamesra, R. (2007).** *Crataegus oxyacantha* - A cardioprotective herb. *Journal of Herbal Medical Toxicology*, 1, 65-71.
- **Vermeer, M. A., & Nicholson, G. J. (2006).** Extraction of polyphenols from tea leaves for optimal HPLC separation and analysis. *Journal of Chromatography A*, 1112(1-2), 155-164.
- **Wardman, P., & Candeias, L. P. (1996).** Fenton chemistry: An introduction. *Radiation Research*, 145(5), 523-531.
- **World Health Organization. (2000).** Principes méthodologiques généraux pour la recherche et l'évaluation relatives à la médecine traditionnelle (No. WHO/EDM/TRM/2000.1). Organisation mondiale de la Santé.
- **Ydjedd, S., Chaalal, M., Richar, G., Kati, D. E., López-Nicolás, R., Fauconnier, M. L., & Louaileche, H. (2017).** Assessment of antioxidant potential of phenolic compounds fractions of Algerian *Ceratonia siliqua* L. pods during ripening stages. *International Food Research Journal*, 24(5), 2041-2049.
- **Yoshida, H., Kajimoto, G., & Emura, S. (1993).** Antioxidant effects of d-tocopherols at different concentrations in oils during microwave heating. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 70(10), 989-995.

- **Zhang, X. (2002).** WHO monographs on selected medicinal plants Volume 2. World Health Organization, 69-329.
- **Zhishen, J., Mengcheng, T., & Jianming, W. (1999).** The determination of flavonoid contents in mulberry and their scavenging effects on superoxide radicals. *Food Chemistry*, 64(4), 555-559.
- **Zhou, J., Xie, G., Yan, X., Liao, X., Li, X., & Luo, X. (2015).** Antioxidant effects of extracts from *Crataegus pinnatifida* fruit on hemoglobin-mediated lipid peroxidation. *Food and Chemical Toxicology*, 83, 172-176.
- **Zou, Y., Qian, Z. J., Li, Y., Kim, M. M., Lee, S. H., & Kim, S. K. (2008).** Antioxidant effects of phlorotannins isolated from *Ishige okamurae* in free radical mediated oxidative systems. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(16), 7001-7009.

المخلص

كجزء من البحث عن مضادات أكسدة جديدة من مصادر طبيعية، كان الهدف الرئيسي من هذه الدراسة هو الكشف عن التركيب الكيميائي النباتي في المركبات الفينولية للجزء الهوائي من الزعرور (*Crataegus monogyna*) وتقييم إمكانيته المضادة للأكسدة عن طريق إرجاع الحديد (FRAP) واختبار إرجاع الجذر الحر (DPPH).

تم الحصول على المستخلصات المدروسة باستخدام طريقة النقع متبوعة بالاستخلاص السائل السائل. إن الفحص الكيميائي النباتي للمستخلص المائي والهيدروأستوني مستخلصات ناتجة عنهما يجعل من الممكن اكتشاف العديد من المجموعات الكيميائية النباتية، ولا سيما مركبات الفلافونويد والعفص والتربينويدات والمركبات المرجعة. تظهر نتائج الفحص الكمي ثراء المستخلصات في إجمالي البوليفينول والفلافونويد والعفص المكثف، والتي تعتمد محتوياتها على طبيعة مذيب الاستخلاص. لوحظت أعلى المستويات في مستخلص الهيدرو أستوني و مستخلصاته، ولا سيما المستخلص الخام الماء/الأستون بمحتوى 12.885 ± 438.90 مغ معادل حمض الغاليك في الغرام الواحد من إجمالي البوليفينول ومستخلص أسيتات الإيثيل الناتج عنه بمحتوى 12.196 ± 339.80 و 9.194 ± 208.87 مغ معادل كاتشين في الغرام الواحد من الفلافونويد والعفص المكثف، على التوالي. يوضح تقييم نشاط مضادات الأكسدة في المختبر أن جميع المستخلصات المختبرة لها خصائص مضادة للأكسدة بمستويات مختلفة، اعتمادًا على محتوى المركبات الفينولية. كشفت نتائج الاختبار أن المستخلص الهيدرو أستوني و مشتقاته هم الأقوى مقارنةً بالمستخلص المائي و مشتقاته. حيث، تم الحصول على أفضل تأثير من خلال مستخلص الأسيتات الإيثيل الناتج عن المستخلص الخام الماء / الأستون، أين كان متوسط التركيز الفعال بقيمة 0.084 مغ/مل لإرجاع الحديد، ومن الواضح أن هذه السعة أعلى من قدرة BHT وحمض الأسكوربيك (0.217 و 0.520 مغ/مل، على التوالي)، والتركيز المتوسط المنبسط للجذر الحر DPPH • فكانت قيمته 0.267 مغ/مل، هذه القوة أكبر من التركيز المنبسط لدى BHT بقيمة قدرها 0.542 مغ/مل. يوضح من هذه الدراسة أن الجزء الهوائي من نبات الزعرور هو مصدر مهم للمركبات النشطة التي تظهر نشاطا كبيرا مضادا للأكسدة، مما يمنحها إمكانات واعدة في طب الأعشاب.

الكلمات المفتاحية: *Crataegus monogyna*، محتوى المركبات الفينولية، نشاط مضادات الأكسدة.

Résumé

Dans le cadre de la recherche de nouveaux antioxydants à partir de sources naturelles, l'objectif principal de cette étude est d'explorer la composition phytochimique en composés phénoliques de la partie aérienne de *Crataegus monogyna* (Aubépine) et d'évaluer son potentiel antioxydant par le test de réduction du fer (FRAP) et le test de piégeage du radical libre 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl (DPPH).

Les extraits étudiés ont été obtenus en utilisant la méthode de macération suivie d'une extraction liquide-liquide. Le criblage phytochimique des extraits aqueux et hydro-acétoniques, ainsi que de leurs fractions, a permis de détecter plusieurs groupes phytochimiques, notamment les flavonoïdes, les tanins, les terpénoïdes et les composés réducteurs. Les résultats des dosages quantitatifs ont révélé une teneur élevée en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins condensés dans l'extrait hydro-acétonique et ses fractions, en particulier dans l'extrait brut eau/acétone ($438,90 \pm 12,885$ mg EAG/gE de polyphénols totaux) et la fraction acétates d'éthyle d'extrait brut eau/acétone ($339,80 \pm 12,196$ mg EQC/gE de flavonoïdes et $208,87 \pm 9,194$ mg EQC/gE de tanins condensés).

L'évaluation de l'activité antioxydante *in vitro* a démontré que tous les extraits testés présentaient des propriétés antioxydantes à des niveaux différents, en fonction de leur teneur en composés phénoliques. Les extraits hydro-acétoniques et leurs fractions se sont révélés les plus puissants, en particulier la fraction acétate d'éthyle d'extrait brut eau/acétone, qui a montré une EC_{50} de $0,084$ mg/ml pour sa capacité à réduire le fer, surpassant ainsi le BHT et l'acide ascorbique ($EC_{50} = 0,217$ mg/ml et $EC_{50} = 0,520$ mg/ml respectivement), ainsi qu'une IC_{50} de $0,267$ mg/ml pour sa capacité de piégeage du radical libre DPPH•, supérieure à celle du BHT ($IC_{50} = 0,542$ mg/ml).

Il ressort de cette étude que la partie aérienne de *C. monogyna* est une source importante de composés actifs présentant une activité antioxydante significative, ce qui lui confère un potentiel prometteur en phytothérapie.

Mots clés : *Crataegus monogyna*, teneur en composés phénoliques, pouvoir antioxydant.

Abstract

As part of the search for new antioxidants from natural sources, the main objective of this study is to explore the phytochemical composition of phenolic compounds in the aerial part of *Crataegus monogyna* (Hawthorn) and evaluate its antioxidant potential using the ferric reducing antioxidant power (FRAP) assay and the 2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) free radical scavenging assay.

The studied extracts were obtained using the maceration method followed by liquid-liquid extraction. Phytochemical screening of the aqueous and hydro-acetonic extracts, as well as their fractions, allowed the detection of several phytochemical groups, including flavonoids, tannins, terpenoids, and reducing compounds. Quantitative analysis revealed high levels of total polyphenols, flavonoids, and condensed tannins in the hydro-acetonic extract and its fractions, particularly in the crude water/acetone extract (438.90 ± 12.885 mg GAE/gE of total polyphenols) and the ethyl acetate fraction of the crude water/acetone extract (339.80 ± 12.196 mg CQE/gE of flavonoids and 208.87 ± 9.194 mg CQE/gE of condensed tannins).

The evaluation of *in vitro* antioxidant activity demonstrated that all tested extracts exhibited antioxidant properties at different levels, depending on their phenolic compound content. The hydro-acetonic extracts and their fractions showed the highest potency, especially the ethyl acetate fraction of the crude water/acetone extract, which exhibited an EC_{50} of 0.084 mg/ml for its ability to reduce iron, surpassing both BHT and ascorbic acid ($EC_{50} = 0.217$ mg/ml and $EC_{50} = 0.520$ mg/ml, respectively). Additionally, it showed an IC_{50} of 0.267 mg/ml for its DPPH free radical scavenging capacity, which was superior to that of BHT ($IC_{50} = 0.542$ mg/ml).

This study highlights that the aerial part of *C. monogyna* is an important source of active compounds with significant antioxidant activity, which gives it promising potential in phytotherapy.

Keywords: *Crataegus monogyna*, phenolic compound content, antioxidant capacity.