

MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE AKLI MOHAND OULHADJ – BOUIRA
FACULTE DES SCIENCES DE LA NATURE ET DE LA VIE ET DES SCIENCES DE LA TERRE
DEPARTEMENT D'AGRONOMIE



Réf :/UAMOB/F.SNV.ST/DEP.AGRO/23

MEMOIRE DE FIN DE MASTER
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOMEMASTER

Domaine : SNV Filière : Science Alimentaire
Spécialité : Technologie Agro-alimentaire et Contrôle de qualité

Présenté par :

HOCINE Lydia & ATTAF Dihia

Thème

**VALORISATION ET ESSAI DE CRIBLAGE
PHYTOCHIMIQUE DES METABOLITES
SECONDAIRES DE CAPRIER *Capparis Spinosa L.*
DANS LA MARGARINE**

Soutenu le : 04/ 07 / 2023

Devant le jury composé de :

Nom et Prénom

Grade

KADRI Nabil

PROF.

Univ. de Bouira

Président

Zeggane Ouassila

MAA

Univ. de Bouira

Examinatrice

Mazri Chafiaa

MCA.

Univ. de Bouira

Promotrice

Année Universitaire : 2022-/2023

Remerciement

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude envers Dieu tout d'abord, le seul miséricordieux, pour nous avoir donné la force, le courage et la volonté nécessaires pour mener à bien ce travail.

*Nous souhaitons exprimer nos sincères remerciements à notre promotrice, **Mme MAZRI CHAFIAA**, pour son encadrement, ses compétences, ses conseils précieux, sa disponibilité et sa gentillesse tout au long de notre travail.*

*Nous exprimons nos sincères remerciements à **Mr KADRI Nabil**, d'avoir accepté de présider notre jury.*

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude envers **Mme Zeggane Ouassila**, pour l'honneur qu'elle nous a fait en acceptant d'examiner ce travail.*

Nous aimerions également exprimer notre reconnaissance envers le personnel de la direction des recherches et du développement et l'équipe de laboratoire physico-chimique de "Cevital Spa"

Dédicace

C'est avec une profonde reconnaissance et un immense honneur que je dédie humblement ce modeste travail aux personnes les plus chères au monde. Ce sont elles qui m'ont offert la possibilité de poursuivre mes études dans les meilleures conditions, et qui m'ont inculqué la valeur de la persévérance, m'enseignant ainsi à ne jamais abandonner.

À ma très chère mère Nacira, tu es l'incarnation même du dévouement, et ton soutien inébranlable et tes prières constantes ont été une source inestimable d'encouragement pour moi. Que Dieu, le Tout-Puissant, te préserve, t'accorde une bonne santé, une longue vie et un bonheur éternel.

À mon cher père Tahar, aucun mot ne peut exprimer à quel point les efforts que tu as déployés jour et nuit pour mon éducation et mon bien-être sont inestimables. Ce travail est le fruit des sacrifices immenses que tu as consentis pour me permettre de recevoir une éducation et une formation solides.

À mon cher frère Yazid ainsi qu'à mes sœurs Nadjat, Naima et Ikram, je vous aime tellement et je vous souhaite sincèrement beaucoup de bonheur, une excellente santé et une réussite éclatante dans tous les aspects de la vie.

À Boualem et Fatiha, qui sont ma deuxième famille et qui sont comme un deuxième père et une deuxième mère pour moi, je souhaite exprimer ma gratitude pour leurs conseils précieux et leur soutien inconditionnel. Que le Bon Dieu les préserve et les garde auprès de moi

À mes amis : Youva Deux, Lilia, Tinhinane, Fatima, ainsi qu'à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail, je souhaite exprimer ma profonde reconnaissance.

Lydia

Dédicace

Je dédie ce travail d'abord à mes chers parents, que dieu me les gardent,

A Mon père, qui peut être fier de trouver ici le résultat de longues années de sacrifices pour m'aider à avancer dans ma vie, puisse Dieu fasse en sorte que tu réussisses à réaliser tes rêves les plus chères, merci pour les valeurs nobles, l'éducation et le soutien que tu m'as apporté.

A Ma mère, qui a œuvré nuit et jour pour ma réussite, par son amour, son soutien, tous son dévouement sans faille et ses précieux conseils, pour toute son assistance et sa présence dans ma vie.

A mes sœurs Amel, Asma, Ahlam, Nadia, Mounia n'ont jamais cessé de croire en mes capacités et m'ont toujours poussé à faire encore plus et à être la meilleure version de moi même.

A mon frère, Yazid pour leur simple présence à mes côtés dans les moments les plus difficiles.

A Mes amis les plus merveilleux : Wardia, Mazigh, Yasmine. Ainsi que toute les belles rencontres que j'ai eu le plaisir de faire toute au long de cette année.

Dihia

Table des matières

Remerciement	
Dédicaces	
Liste des abréviations	
Liste des figures	
Liste des tableaux	
<u>Introduction</u>	1
	Partie bibliographique
<u>I. Câprier</u>	2
<u>I.1. Étymologie</u>	2
<u>I.2. Classification botanique</u>	3
<u>I.3. Description morphologique</u>	3
<u>I.4. Composition chimique</u>	4
<u>I.5. Répartition géographique du câprier</u>	5
<u>I.5.1. Distribution mondiale</u>	5
<u>I.5.2. . Situation géographique du câprier en Algérie</u>	5
<u>I.6. Activité biologique des substances phytochimiques du câprier</u>	6
<u>I.6.1. Activité antioxydante</u>	6
<u>I.6.2. Activité antimicrobienne</u>	6
<u>I.6.3. Activité anti-inflammatoire</u>	6
<u>I.7. Usage</u>	7
<u>I.7.1 Médecine</u>	7
<u>I.7.2. Utilisation culinaire</u>	7
<u>I.7.3. Autre utilisation</u>	7
<u>II. Stress oxydant et l'oxydation des lipides</u>	8
<u>II.1. Stress oxydant</u>	8
<u>II.2. Antioxydant</u>	8
<u>II.2.1. Définition</u>	8
<u>II.2.2. Mécanisme d'action</u>	8
<u>II.2.3. Type d'antioxydants</u>	8
<u>II.2.3.1. Antioxydant exogène</u>	9
<u>II.2.3.2. Antioxydant endogène</u>	9
<u>Enzymatique</u>	9
<u>Non enzymatique</u>	9
<u>III.3. Oxydation des lipides</u>	10
<u>II.3.1. Définition</u>	10
<u>II.3.2. Étapes d'oxydation des lipides</u>	10
<u>II.3.3. Initiateur d'oxydation des lipides</u>	11
<u>II.3.3.1. Oxygène</u>	11
<u>II.3.3.2. Température</u>	11

<u>II.3.3.4. Lumière</u>	11
<u>II.3.3.5. Métaux</u>	11
<u>II.3.3.6. Peroxydes lipidiques</u>	12
<u>II.3.3.7. Radicaux libres</u>	12
Partie expérimentale	
<u>I. Matériels et méthodes</u>	13
<u>I.1. Produits chimiques</u>	13
<u>I.2. Appareils</u>	13
<u>I.3. Matériel végétal</u>	13
<u>I.4. Méthode d'extraction</u>	14
<u>I.4.1. Extraction par macération</u>	14
<u>I.4.2. Rendement d'extraction</u>	14
<u>I.4.3. Dosage des phénols totaux</u>	14
<u>I.4.4. Dosage des flavonoïdes</u>	15
<u>I.4.5. Activité antioxydante</u>	15
<u>I.5. Incorporation des polyphénols du câprier dans la matrice alimentaire</u>	16
<u>I.5.1. Formulation de la margarine</u>	17
<u>I.5.2. Analyses physico-chimiques des huiles</u>	17
Acidité.....	17
Couleur.....	18
Impureté.....	18
<u>I.5.2. Analyses physico-chimiques</u>	19
Teneur en eau.....	19
Teneur en sel.....	20
pH.....	21
Taux de solide.....	21
Point de fusion.....	21
Indice de peroxyde.....	22
Test d'accélération d'oxydation "Rancimat".....	22
<u>II. Résultats et discussions</u>	24
<u>II.1. Le rendement d'extraction</u>	24
<u>II.2. Dosage des phénols totaux</u>	24
<u>II.3. Dosage des flavonoïdes</u>	25
<u>II.4. Activité antioxydante</u>	26
<u>II.5. Analyses physico-chimique</u>	27
Teneur en eau.....	28
Teneur en sel.....	29
pH.....	30
Taux de solide.....	30
Point de fusion.....	31

<u>Indice de peroxyde</u>	32
<u>Test d'accélération d'oxydation (rancimat)</u>	33
<u>Conclusion</u>	35

Références bibliographique

Annexes

Liste des abréviations :

Abs : absorbance.

CAT : catalase

DPPH : 2,2-DiPhenyl-2-PicrylHydrazyl.

ERO : espèce réactive de l'oxygène.

g : gramme

g.mol⁻¹ : gramme par mol.

GPX : glutathion peroxydase

h : heure

IC₅₀ : Concentration d'inhibition de 50%

M : mètre

ml : millilitre

NADPH : Nicotinamide Adenine Dinucleotide Phosphate

nm : nanomètre

pH : potentiel hydrogène

Ppm : partie par million

RMN : résonance magnétique nucléaire.

SOD : superoxyde dismutase

TIR : temps d'induction de Rancimat

% : pourcentage

°C : degré Celsius

µg : microgramme

Liste des figures

<u>Figure 1: la plante de câprier</u>	4
<u>Figure 2 Distribution naturelle du Câprier en Afro-Eurasie</u>	5
<u>Figure 3: la casbah à Béjaïa</u>	13
<u>Figure 4: étapes d'extraction des substances phytochimiques du câprier</u>	16
<u>Figure 5: schéma d'application d'antioxydant de câprier dans une matrice alimentaire</u>	19
<u>Figure 6: courbe d'étalonnage d'acide gallique pour dosage des phénols totaux</u> ,	24
<u>Figure 7: courbe d'étalonnage de quercétine pour dosage des flavonoïdes</u>	25
<u>Figure 8: évaluation de l'activité antioxydante de l'extrait de câprier</u>	26
<u>Figure 9: teneur en eau de margarine d'extrait du câprier à différente concentration</u>	28
<u>Figure 10: teneur en sel de margarine d'extrait du câprier à différente concentration</u>	29
<u>Figure 11: les résultats de taux de solide de la margarine à différente température</u>	30
<u>Figure 12: indice de peroxyde de la margarine a différente concentration</u>	32
<u>Figure 13: temps d'induction des margarines</u>	34

Liste des tableaux

<u>Tableau I: les noms vernaculaires du câprier selon les régions</u>	2
<u>Tableau II: la classification botanique du câprier</u>	3
<u>Tableau III: composition chimique de câprier</u>	4
<u>Tableau IV: les analyses des huiles nécessaires avant la formulation de la margarine</u>	27

Introduction

Introduction :

Ces dernières années, il y a eu un regain d'intérêt pour les effets biologiques des antioxydants naturels en relation avec leur rôle dans la lutte contre le stress oxydatif. Ce phénomène est impliqué dans le vieillissement ainsi que dans l'apparition et le développement de diverses maladies. Les chercheurs accordent une attention particulière aux substances phytochimiques, riches en métabolites secondaires à exploiter dans l'industrie alimentaire comme antioxydants naturels bioactifs utiles pour la santé humaine. Ils trouvent aussi une large utilisation dans les domaines cosmétique et pharmaceutique en raison de leurs multiples applications et bienfaits.

Plusieurs études ont été réalisées sur les substances phytochimiques présentes dans différentes plantes. Par exemple, **en 2022, Souaadi *et al.***, ont mené une étude sur *Salvia officinalis* L. **En 2021, Boulouaret et Boufroua** ont examiné les métabolites secondaires de *Myrtus communis* L. et *Mentha pulegium* L. Une étude phytochimique de *Rosmarinus officinalis* L. a été réalisée par **Bakir *et al.***, **en 2022**. D'autres plantes ont également été étudiées, notamment *Capparis spinosa*.

Le but de cette étude consiste à examiner les propriétés antioxydantes des extraits de feuilles de câprier et à évaluer leur potentiel d'application dans une matrice alimentaire type la margarine de Cevital comme antioxydant de lipides afin de prolonger sa durée de conservation.

Pour mener à bien cette étude, on a divisé notre travail en deux parties distinctes. Tout d'abord, on a réalisé une synthèse bibliographique approfondie axée sur le câprier, le stress oxydatif et les processus d'oxydation des lipides. La deuxième partie de notre étude se concentre sur les aspects pratiques, y compris les matériaux utilisés et criblage phytochimique des métabolites secondaires et on a évalué également l'activité antioxydante à l'aide de la méthode du DPPH. Enfin, on a effectué l'enrichissement de la margarine en antioxydants provenant du câprier. Étant donné qu'elle est principalement composée de 82% de matière grasse, elle est particulièrement sujette à l'oxydation des lipides. Ces expérimentations seront menées au sein du groupe Cevital.

Partie bibliographique

Chap itre I

I. Câprier

I.1. Étymologie

Le terme "câpre" ainsi que le nom scientifique "Capparis" dérivent de la racine latine "Capparis", qui signifie câpre. Cette racine elle-même trouve son origine dans le mot grec "kapparis". Il est varié selon les régions et les langues, il porte plusieurs noms vernaculaires tels que c'est répertorié dans le tableau I (POLAT, 2007).

Tableau I: les noms vernaculaires du câprier selon les régions

Pays	Nom
littérature arabe	Kabar, kabbar
Algérie	felfet el djebel, acef
Tamazight	Taylalouth
Chypre	Kapar, kapara
littérature anglaise	Caper, caperberry
France	Câprier, câpre
littérature allemande	Kaper, capern, kapernstrauch
Grèce	Kappari
l'Iran	Kabar, cebir
Italie	Capparo, cappero
Malte	Caper, cappar, capparo
Portugal	Alcaparro
Russie	Kapersovyi, kapersy, kust
Espagne	Alcaparra, caparra, taparera
Syrie	Kabar

I.2. Classification botanique

Selon **Zeraoula et al., 2018**, la classification botanique du câprier peut être résumée comme suit (tableau II) :

Tableau II: la classification botanique du câprier

Règne	Plantae
Sous règne	Tracheobiontae
Division	Magnoliophytae
Classe	Magnoliopsidae
Sous-classe	Dilleniidae
Ordre	Capparales
Famille	Capparaceae
Genre	Capparis
Espèce	<i>Capparis Spinosa</i> L.

I.3. Description morphologique

Le câprier est un arbuste vivace épineux et rare, il est principalement cultivé pour ses boutons floraux connus sous le nom câpre, caractérisé par des branches étalées mesurant de 0,3 à 1m de long. Ses racines profondes peuvent atteindre 6 à 10 m (**Meddour, 2020**), il possède un tronc court avec plusieurs branches ascendantes et sa couleur varie entre le vert et le rougeâtre selon la variété avec la présence d'épines stipulaires. Ils sont très épais et se développent en profondeur. Les feuilles du câprier sont généralement ovales à rondes, et leur forme individuelle varie en fonction de la longueur du pétiole, ainsi que de la largeur et de la forme du limbe foliaire (**Mammeri et al., 2021**).

Les fleurs du câprier sont solitaires et axillaires. Elles se composent de quatre sépales de couleur verte et de quatre pétales blancs avec des veines roses. Les fleurs présentent de nombreuses étamines très longues et un pistil dépassant de la fleur. Les fruits du câprier sont ovoïdes et allongés, mesurant environ 3 cm de long. Les graines sont noires, lisses et ont une forme de rein, mesurant de 2 à 3 mm de long (**GUEHMAME et al., 2020**).

Le développement de la branche du câprier se déroule en deux phases distinctes. Tout d'abord, il y a une phase de croissance végétative où la floraison n'est pas initiée. Ensuite, une deuxième phase débute lorsque la branche atteint environ 10 nœuds et se poursuit jusqu'au

début de la formation des boutons floraux. Seule la partie terminale de la branche se développe en fleurs. C'est lors de l'ouverture de ces boutons floraux, également connus sous le nom de câpres (AD et al., 2019).

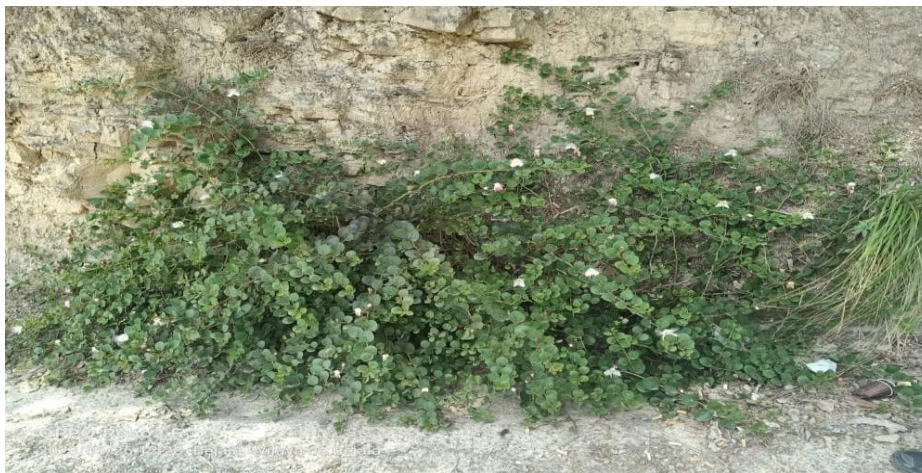


Figure 1: la plante de câprier (photo originale).

I.4. Composition chimique

Le câprier présente une composition chimique intéressante notamment dans ses parties comestible à savoir les boutons floraux et les fruits. **Belhattab et al.**, ont publié une étude en **2016** sur l'analyse des composants chimiques du câprier et ont identifié les éléments suivants (tableau III).

Tableau III: composition chimique de câprier.

Composition chimique	Exemple
Flavonoïdes	La quercétine, la kaempférol, la rutine
Acide gras	Acide linoléique, acide linoléique
Composés phénoliques	Acide caféique, acide férulique
Vitamines	Vitamine C, vitamine E
minéraux	Potassium, calcium, magnésium

En plus des composés chimiques mentionnés précédemment, le câprier contient également d'autres éléments tels que le glucose, des alcaloïdes et des huiles essentielles. Ces

composés chimiques supplémentaires ont été identifiés dans plusieurs études et contribuent à la composition globale du câprier (Bennoune *et al.*, 2012).

I.5. Répartition géographique du câprier

I.5.1. Distribution mondiale

Selon Jiang *et al.*, le câprier présente une distribution mondiale étendue englobant l'Europe du Sud, l'Afrique du Nord et l'Asie. Le câprier a été découvert dès l'antiquité, mais c'est à partir du 13^{ème} siècle que les italiens ont commencé à évoquer sa culture, environ un tiers de la production de câpres est vendu sur le marché italien et avec des exportations vers divers pays dont la France, les États-Unis, l'Allemagne et en particulier la Suisse. Au 17^{ème} siècle, ce sont les français qui ont pris connaissance de sa culture. Les espagnols ont commencé à produire et à exporter des câpres vers la France et l'Amérique latine en 1875. Le Maroc est devenu le principal producteur de câpres dans le bassin méditerranéen à partir de 1920 et une partie de sa production est exportée vers des pays européens. On trouve également des cultures et productions de câpriers en Tunisie, en Turquie, à Malte et en Grèce (Bekkouche, 2012).

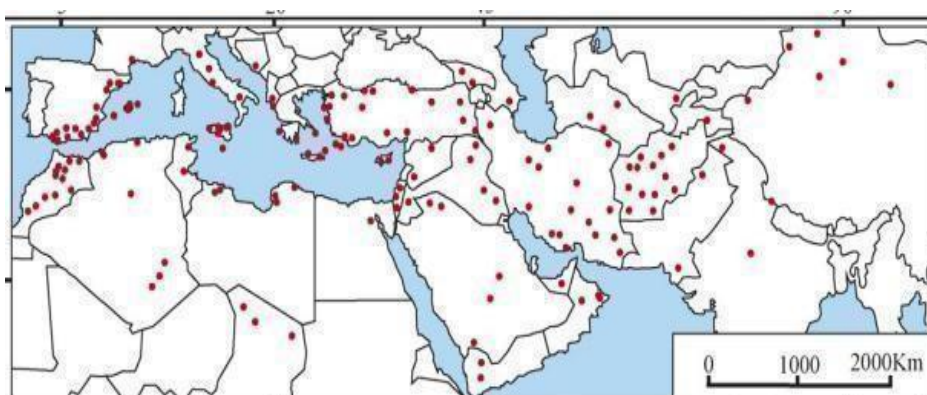


Figure 2: Distribution naturelle du Câprier en Afro-Eurasie (Jiang *et al.*, 2007).

I.5.2. . Situation géographique du câprier en Algérie

En Algérie les plantations de câpriers s'étendent sur de vastes surfaces bien que leur abondance soit limitée. On peut les cultiver dans des zones non propices à l'agriculture, favorisant ainsi la restauration végétale dans des régions où les espèces sensibles ont du mal à survivre. La culture du câprier est présente dans plusieurs régions en Algérie, notamment Béjaïa, Taref, Annaba, Skikda, Bourdj Bou Arreridj, Bouira, ainsi que dans certaines étendues à l'intérieur du pays, comme Sétif, Mila, Khenchela, Tébessa et Ghilizane. Le câprier est une plante réputée pour sa tolérance à la sécheresse, poussant dans des sols schisteux, sablonneux et résistant au sel. Cependant, elle évite les zones inondées, notamment dans certaines régions désertiques comme

Ghardaïa (**Benseghir et Seridi, 2007**).

I.6. Activité biologique des substances phytochimiques du câprier

I.6.1. Activité antioxydante

L'extrait méthanolique de *Capparis Spinosa* démontre une activité antioxydante puissante en capturant les radicaux libres dans divers tests in vitro. Des études in vivo ont également révélé que l'application topique de cet extrait offre une protection significative contre les rayons ultraviolets, réduisant ainsi l'érythème cutané chez les sujets volontaires. Cette activité bénéfique peut être attribuée à la présence de polyphénols, en particulier d'acides phénoliques et de flavonoïdes (**Bonina et al., 2002**).

I.6.2. Activité antimicrobienne

Le câprier possède une activité bactéricide variable, dépendant des souches bactériennes et des parties de la plante utilisées. En Algérie, les extraits de boutons floraux et de fruits immatures ont démontré leur efficacité contre *Staphylococcus aureus*, une bactérie à Gram positif, mais n'ont pas eu d'effet sur *Escherichia coli* et *Pseudomonas aeruginosa*, des bactéries à Gram négatif (**Meddour et al., 2013**). Au Maroc, les extraits d'acétone et de méthanol de *Capparis Spinosa* ont été testés contre les souches pathogènes *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* et *Klebsiella pneumoniae*, mais ils se sont révélés inefficaces contre ces différentes souches bactériennes (**Tagnaout et al., 2016**).

I.6.3. Activité anti-inflammatoire

Des études réalisées sur des rats ont révélé que l'extrait de câpre présente une activité anti-inflammatoire significative contre les œdèmes induits par la carraghénine. De plus, ces études ont démontré que l'extrait lyophilisé de *Capparis Spinosa* offre une protection aux cultures de chondrocytes humains stimulés par des cytokines pro-inflammatoires. Ces résultats indiquent les propriétés anti-inflammatoires prometteuses de l'extrait de câpre et son potentiel pour atténuer les réactions inflammatoires dans le corps (**Panico et al., 2005**).

I.7. Usage

I.7.1 Médecine

D'après **Saifi et al., (2009)**, le câprier est couramment utilisé en médecine traditionnelle pour traiter diverses affections comme :

- Les infections gastro-intestinales,
- la diarrhée,
- l'eczéma,
- Améliorer la vue,
- Les problèmes de gencives,
- le rhumatisme,
- le diabète,
- Sont aussi étaient utilisées pour traiter l'anémie.

I.7.2. Utilisation culinaire

Le câprier est l'une des plantes aromatiques les plus communément trouvées dans la cuisine méditerranéenne, ces boutons floraux immatures sont trempés dans du vinaigre ou conservés avec du sel granulé. Il est largement utilisé dans l'alimentation comme légume, dans les recettes de salade, de pâte, de viande, de sauce, de vin et dans les pizzas, et aussi ajoute un goût et un arôme chaud et piquant aux plats (**Khadraoui, 2014**).

I.7.3. Autre utilisation

Le câprier peut utiliser pour la protection du sol et aussi dans la cosmétique où elle est mélangée à de l'huile d'olive, du lait, du miel ou des graisses animales pour rendre la peau lisse (**BOUZIANE et al., 2019**).

Chapitre II

II. Stress oxydant et l'oxydation des lipides

II.1. Stress oxydant

Le stress oxydant se produit lorsque le système de défense antioxydant de l'organisme est déséquilibré par rapport à la production de radicaux libres oxygénés. Ce déséquilibre peut être causé par différentes raisons, telles qu'un manque d'apport en antioxydants dans l'alimentation, une surproduction endogène résultant de processus inflammatoires, ou une exposition environnementale à des facteurs favorisant l'oxydation (**Latreche et al., 2021**).

II.2. Antioxydant

II.2.1. Définition

Les antioxydants sont des composés chimiques qui à de faibles concentrations, ralentissent ou empêchent l'oxydation d'une substance. La structure chimique de ces composés est essentielle pour comprendre leur mécanisme d'action antioxydant. Les antioxydants suscitent un grand intérêt dans de nombreuses études, car ils sont utilisés non seulement comme conservateurs dans les produits alimentaires, mais aussi dans le traitement de diverses maladies liées au stress oxydatif. (**Boulaiche et al., 2020**).

II.2.2. Mécanisme d'action

Selon **Bouchlaghem et al., en 2020**, les antioxydants jouent un rôle crucial dans la protection de l'organisme contre les effets nocifs des espèces réactives, en agissant de différentes manières :

- Ils inhibent la formation des radicaux libres.
- Ils neutralisent les radicaux libres existants.
- Ils améliorent la capacité de défense de l'organisme en renforçant son système immunitaire.
- Ils participent à la réparation des dégâts provoqués par les radicaux libres.

II.2.3. Type d'antioxydants

Les antioxydants peuvent être regroupés en deux catégories distinctes:

II.2.3.1. Antioxydant exogène

Le corps peut bénéficier de nombreux antioxydants naturels présents dans l'alimentation, qui jouent un rôle essentiel en neutralisant les effets toxiques des espèces réactives de l'oxygène (EOR) et en préservant l'intégrité des cellules. Parmi ces antioxydants, on retrouve certaines vitamines telles que la vitamine E (α -tocophérol, β - tocophérol...), la vitamine C (ascorbate), les caroténoïdes (vitamine A et β -carotène), les flavonoïdes, les polyphénols et les huiles essentielles. Ces substances sont capables de neutraliser un seul radical libre à la fois, puis elles peuvent être régénérées par d'autres systèmes pour continuer à fonctionner efficacement (**Bouakkaz et Guesmi, 2019**).

II.2.3.2. Antioxydant endogène

Selon l'étude menée par **Merrouche et Bouras** en 2022, deux catégories d'antioxydants endogènes ont été identifiées : enzymatique et non enzymatique.

- **Enzymatique**

Les principales enzymes antioxydants impliquées dans la neutralisation des espèces réactives de l'oxygène (ERO) dans les cellules sont le superoxyde dismutase (SOD), la catalase (CAT) et la glutathion peroxydase (GPX). Ces enzymes agissent de manière complémentaire sur la cascade de radicaux, agissant sur le superoxyde et le peroxyde d'hydrogène, ce qui aboutit à la formation d'eau et d'oxygène moléculaire.

Le rôle principal du superoxyde dismutase (SOD) est de catalyser la conversion des ions superoxyde en peroxyde d'hydrogène et en oxygène moléculaire. La catalase, quant à elle, convertit deux molécules de peroxyde d'hydrogène en eau et en oxygène, qui sont des composés stables. La glutathion peroxydase (GPX) décompose également le peroxyde d'hydrogène en utilisant le glutathion comme donneur d'hydrogène.

- **Non enzymatique**

Parmi les antioxydants endogènes non enzymatiques produits par le métabolisme dans le corps, on trouve des substances telles que l'acide lipoïque, le glutathion, la L-arginine, la mélatonine, l'acide urique, la bilirubine, les protéines chélatrices des métaux, la transferrine, le NADPH et les dipeptides. Le glutathion est considéré comme l'un des

antioxydants les plus importants, car il protège non seulement contre les radicaux oxygénés, mais aussi contre les peroxydes et le monoxyde d'azote.

III.3. Oxydation des lipides

II.3.1. Définition

L'oxydation des lipides est largement reconnue comme un défi majeur pour les huiles comestibles, car elle altère de manière néfaste leurs propriétés chimiques, nutritionnelles et sensorielles. Ce processus se caractérise par une phase initiale de progression lente, suivie d'une augmentation soudaine de l'oxydation. La période initiale de progression lente est appelée "période d'induction" ou "temps d'induction" (**Drici et Drici, 2019**). Elle peut être influencée par différents facteurs, qui peuvent être regroupés en deux catégories : les facteurs intrinsèques et les facteurs extrinsèques (**Dridi, 2016**).

- Les facteurs intrinsèques : comprennent la composition en acides gras des lipides, la présence d'espèces pro-oxydantes telles que les ions métalliques et les enzymes, ainsi que la présence d'antioxydants naturels tels que les tocophérols.
- Les facteurs extrinsèques : comprennent la température, la lumière, la pression partielle en oxygène et la présence de pro-oxydants exogènes.

II.3.2. Étapes d'oxydation des lipides

Le processus d'oxydation des lipides selon **Ighil et al., Dridi en 2016**, également connu sous le nom de rancissement oxydatif des acides gras, est généralement divisé en trois étapes principales : initiation, propagation et terminaison. Ces étapes sont décrites comme étant successives. L'oxydation lipidique peut résulter de différentes voies réactionnelles, en fonction de l'environnement et des initiateurs impliqués :

- L'auto-oxydation, qui est initiée par la chaleur, les ions métalliques ou les radicaux libres issus des lipides déjà oxydés.
- La photo-oxydation est déclenchée par l'exposition à la lumière ultraviolette en présence de substances photosensibilisantes
- L'oxydation enzymatique, qui est catalysée par des enzymes telles que la lipoxigénase et la cyclooxygénase.

II.3.3. Initiateur d'oxydation des lipides

Les initiateurs d'oxydation des lipides sont des composés ou des processus qui déclenchent cette réaction en introduisant des radicaux libres ou en facilitant la formation de peroxydes lipidiques.

II.3.3.1. Oxygène

L'oxygène a une influence à la fois qualitative et quantitative sur la vitesse d'oxydation. D'un point de vue qualitatif, la présence d'oxygène singulet ($^1\text{O}_2$) accélère considérablement la réaction d'oxydation par rapport à l'oxygène triplet ($^3\text{O}_2$). Cela est dû au fait que l'oxygène singulet peut réagir directement avec les lipides, tandis que l'oxygène triplet réagit principalement avec les radicaux lipidiques (**Dridi, 2016**).

II.3.3.2. Température

L'oxydation des lipides est accélérée par la chaleur, libérant des hydrogènes allyliques et décomposant les hydroperoxydes en produits secondaires. À des températures élevées (environ 70°C), les protéines se dénaturent et libèrent du fer, qui peut amorcer l'oxydation ou favoriser la décomposition des hydroperoxydes, surtout en présence d'agents réducteurs. La congélation à des températures basses retarde l'oxydation des lipides en ralentissant les réactions chimiques. Pour prévenir complètement l'oxydation, il est essentiel de maintenir les aliments à des températures très froides, généralement autour de -40°C en état congelé. Cependant, même à des températures plus élevées comme -15°C , il subsiste un risque de formation de peroxydes (**Eymard, 2003**).

II.3.3.4. Lumière

L'exposition à la lumière provoque une détérioration de la qualité des huiles, affectant à la fois leur goût et leur valeur nutritionnelle en raison de l'oxydation. Les pigments végétaux peuvent accélérer ce processus en présence de la lumière, tandis que les bêta-carotènes peuvent jouer un rôle protecteur en capturant l'énergie lumineuse et en préservant l'huile de l'oxydation (**Abchiche et Abid, 2022**).

II.3.3.5. Métaux

La présence de métaux de transition joue un rôle crucial en activant les molécules d'oxygène, ce qui favorise la production de radicaux libres d'oxygène. Dans les muscles bruns,

la concentration élevée de fer est responsable du niveau élevé d'oxydation lipidique, plutôt que la quantité élevée de lipides présente. Les métaux de transition les plus courants dans les tissus biologiques sont le fer et le cuivre. Ces peroxydes agissent en tant que catalyseurs dans le processus d'oxydation des lipides. , que ce soit par des voies enzymatiques ou non enzymatiques (**Eymard, 2003**).

II.3.3.6. Peroxydes lipidiques

Les peroxydes lipidiques, tels que l'hydroperoxyde lipidique, sont des initiateurs puissants d'oxydation des lipides. Ces peroxydes peuvent être formés lors de la peroxydation lipidique induite par des radicaux libres ou par l'action d'enzymes oxydantes (**Spickett, 2013**).

II.3.3.7. Radicaux libres

Les radicaux libres déjà formés, tels que les radicaux d'oxygène réactifs, peuvent initier l'oxydation des lipides. Ces radicaux libres peuvent provenir de diverses sources, telles que le métabolisme oxydatif, l'inflammation et le stress oxydatif (**Valko et al., 2007**).

Partie expérimentale

Matériel et méthodes

I. Matériels et méthodes

I.1. Produits chimiques

Les matériaux utilisés dans notre expérience ont été fournis par la faculté des sciences de la nature et de la vie de Bouira, qui comprennent : le réactif de Folin-ciocaltau, l'eau distillée, éthanol, carbonate de sodium, chlorure d'aluminium, DPPH et les étalons polyphénoliques (acide gallique et quercétine).

I.2. Appareils

Les appareils utilisés dans notre expérience comprenaient les équipements suivants : Une étuve, une balance électronique ainsi qu'une balance analytique de précision, un broyeur électrique et un spectrophotomètre.

I.3. Matériel végétal

I.3.1. Origine d'échantillon

Le matériau biologique utilisé pour cette étude consiste en des feuilles de câpriers récoltées au mois de mai 2023 dans la casbah, une citadelle médiévale située au centre de la ville de Béjaïa.



Figure 03 : la casbah à Béjaïa (Google maps)

I.3.2. Préparation d'échantillon

Une fois nettoyées et triées, les feuilles sont séchées naturellement, à l'abri de la lumière, puis broyées à l'aide d'un broyeur électrique. La poudre résultante a ensuite été passée au tamis de diamètre ($\phi \leq 200\mu\text{m}$) pour obtenir une texture homogène, puis conservée dans des bocaux en verre, protégée de la lumière, afin de prévenir toute altération de l'échantillon.

I.4. Méthode d'extraction

I.4.1. Extraction par macération

La macération est une méthode d'extraction où l'on laisse reposer la poudre de plante dans un solvant pendant un certain temps à température ambiante. Cette méthode est simple et économique, malgré quelques inconvénients tels que les risques de fermentation et de contamination bactérienne liés à l'utilisation de l'eau comme solvant (**Belazizia et al., 2019**).

On a choisi la méthode d'extraction par macération pour obtenir un extrait brut à partir des feuilles de câprier. Dans cette méthode on a ajouté 10g de la matière sèche broyée à 100 ml d'éthanol, puis on a laissé le mélange agiter pendant 24h. Ensuite, on a filtré le mélange à l'aide d'un papier filtre et placé le filtrat dans une étuve réglée à 60°C afin de permettre l'évaporation.

I.4.2. Rendement d'extraction

Selon **Boubendir et Titi, (2021)**, la formule suivante a été utilisée pour calculer le rendement d'extraction :

$$R(\%) = \frac{M}{M0} * 100$$

R : Rendement exprimé en %

M : Masse en gramme de l'extrait sec récupéré.

M0 : Masse en gramme du matériel végétal sec.

I.4.3. Dosage des phénols totaux

La méthode de Folin Ciocaltau a été utilisée pour déterminer les phénols. Ce procédé repose sur l'utilisation d'un réactif de couleur jaune, composé d'acide phosphotungstique et d'acide phosphomolybdique. Lorsque les polyphénols subissent une oxydation, ils interagissent avec ce réactif pour donner naissance à un complexe de couleur bleue, contenant de l'oxyde de tungstène et de molybdène. L'intensité de la couleur bleue est directement proportionnelle à la concentration des composés phénoliques oxydés (**Boudjouref, 2018**).

La détermination de la teneur en phénols totaux est effectuée selon la procédure suivante. Premièrement, on a mélangé 200 µl de l'extrait avec 1 ml de solution de folin- ciocaltau préalablement diluée 10 fois, dans des tubes à essai. Ce mélange est incubé pendant 4 minutes, puis 800 µl de carbonate de sodium ($\text{Na}_2 \text{CO}_3$: 7,5 %) sont ajoutés. Ensuite, le

mélange est laissé à incuber à l'obscurité pendant 2 heures. Pour mesurer la teneur en phénols totaux, on a effectué une lecture de l'absorbance à 760 nm par rapport à un échantillon blanc. Afin de quantifier les résultats, une courbe d'étalonnage est préparée en utilisant différentes concentrations d'acide gallique comme référence. Les résultats obtenus sont exprimés en milligrammes d'équivalent d'acide gallique par gramme de poids sec de la plante.

I.4.4. Dosage des flavonoïdes

Le dosage des flavonoïdes repose sur la formation de complexes entre les flavonoïdes et des métaux tels que l'aluminium, qui est généralement utilisé sous forme de chlorures d'aluminium (AlCl₃). Les atomes d'oxygène situés sur les carbones 4 et 5 des flavonoïdes se lient aux chlorures d'aluminium, ce qui donne naissance à des complexes de couleur jaunâtre **(Bentoumi et Boukhalfa, 2019)**

Pour déterminer la teneur en flavonoïdes on a suivi les étapes suivantes. Tout d'abord, on a mélangé 1 ml d'extrait avec 1 ml d'AlCl₃ dans un tube à essai. Ensuite, on a laissé le mélange incuber pendant 15 minutes à l'abri de la lumière. Après l'incubation, on a mesuré l'absorbance à 430 nm par rapport à un blanc de référence. Les résultats obtenus sont exprimés en milligrammes équivalents de quercétine par gramme d'extrait.

I.4.5. Activité antioxydante

Le DPPH présente une couleur violette intense en raison de sa nature de radical. Pour évaluer l'efficacité d'un antioxydant, qui se définit par sa capacité à neutraliser les radicaux libres et à stopper la propagation des réactions en chaîne, on mesure la diminution de l'intensité de cette coloration violette. Cette mesure est réalisée en utilisant la spectrophotométrie à une longueur d'onde de 517 nm pour déterminer la densité optique **(Bouyahya et al., 2018)**.

Pour obtenir des résultats précis lors de cette expérience, tout d'abord, on a préparé une solution mère en mélangeant 2,4 mg de DPPH avec 100 ml d'éthanol. Ensuite, on a pris des tubes à essai et on a ajouté 50 µl de chaque concentration qu'on a souhaité tester, puis les compléter avec 1,950 ml de la solution de DPPH. Après cela, on a placé les tubes à essai dans un endroit à l'abri de la lumière et les incuber pendant 30 minutes, et enfin on a mesuré l'absorbance des échantillons à une longueur d'onde de 517 nm en utilisant de la solution mère de DPPH comme référence.

L'évaluation de l'activité antioxydante selon la méthode DPPH est exprimée en pourcentage, calculée à partir de la relation suivante :

$$\text{inhibition (\%)} = \frac{(\text{abs témoin} - \text{abs échantillon})}{\text{abs témoin}} * 100$$

Le pourcentage d'inhibition est ensuite représenté par la valeur de l'IC₅₀, qui correspond à la concentration d'extrait nécessaire pour obtenir une réduction de 50 % du radical DPPH.

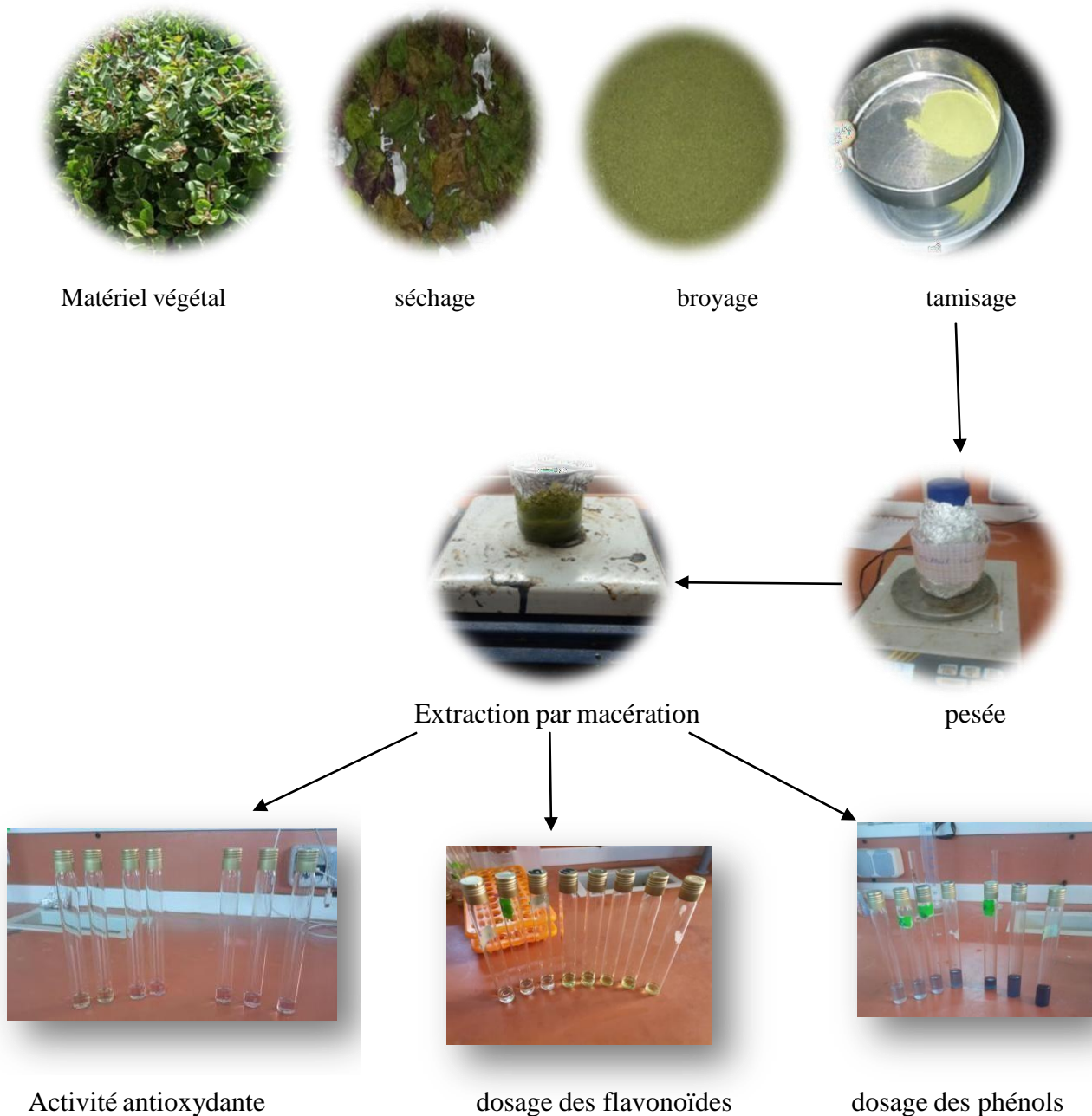


Figure 4: étapes d'extraction des substances phytochimiques du câprier.

I.5. Incorporation des polyphénols du câprier dans la matrice alimentaire

Un stage d'un mois a été effectué au sein du service de recherche et développement, ainsi qu'au laboratoire physico-chimique de la margarine du groupe Cevital, dans le but de tester

la capacité antioxydante de nos substances phytochimiques dans un contexte alimentaire spécifique, à savoir la matrice de la margarine.

I.5.1. Formulation de la margarine

Pour évaluer l'effet antioxydant des substances phytochimiques des feuilles de câprier, on a enrichi la margarine avec des concentrations variables de l'extrait des feuilles de câprier (25ppm, 50ppm, 75ppm et 100ppm) dans la phase aqueuse de ce produit.

Pour reformuler la margarine, la préparation comprend deux phases essentielles : la phase grasse contient des quantités limitées de l'huile de palme, huile de tournesol et équivalent du soja hydrogéné et avant de reformuler notre margarine il faut d'abord faire des analyses pour les huiles utilisés. La deuxième phase est la phase aqueuse qui contient 89ml d'eau, 2g de sel, 0.5g de sorbate de potassium, différentes quantités des concentrations de notre extrait et quelques gouttes d'acide acétique.

Une fois les phases préparées, la procédure de formulation de la margarine se poursuit comme suit : tout d'abord, on a pesé avec précision 400 g de la phase grasse. Ensuite, on a ajouté 2 g d'émulsifiant à la phase grasse. Une fois que le mélange est bien dissous, on a incorporé la phase aqueuse et on a laissé le mélange sous agitation constante pendant 5 minutes à une température de 50°C. Cette étape est cruciale pour garantir une homogénéisation complète entre les deux phases. Après agitation on a mis le mélange dans une cuve sorbetière pour refroidir ensuite les transférer dans des barquettes et les placer au réfrigérateur (figure 05).

I.5.2. Analyses physico-chimiques des huiles

➤ Acidité

Le principe de l'acidité d'une huile repose sur la mesure de la quantité d'acides gras libres présents dans l'huile. Les acides gras libres peuvent se former dans l'huile par hydrolyse des triglycérides, qui sont les principaux composants des huiles et des graisses.

Le processus consiste à prendre 75 ml d'alcool, puis à ajouter quelques gouttes de phénolphthaléine comme indicateur. Ensuite, on a effectué une titration en ajoutant une solution de NaOH, goutte à goutte, jusqu'à ce que la couleur de la solution devienne rose. Cette étape permet de neutraliser l'alcool présent dans l'échantillon, afin de ne pas influencer l'acidité mesurée. Ensuite, on a pesé 10 g de margarine et on les a placés dans l'éthanol. La solution est ensuite chauffée sur une plaque chauffante. Après cette étape, on a procédé à une autre titration en utilisant la solution de NaOH. Cette titration permet de déterminer l'acidité de l'échantillon de margarine.

Les résultats de l'acidité de l'échantillon de margarine sont exprimés selon l'équation suivante :

$$\text{Acidité} = \frac{V*N*M}{10*Pe}$$

V : volume de la chute

N : normalité de NaOH

M : masse molaire

Pe : prise d'essai

➤ Couleur

La couleur de l'huile est utilisée pour évaluer visuellement la teinte et l'apparence de l'huile. La couleur de l'huile peut être un indicateur de sa qualité, de son degré de raffinement ou de son éventuelle dégradation.

On a prélevé un échantillon représentatif d'huile propre et exempt de contaminants. Ensuite, on a le placé dans un récipient transparent et propre. On a utilisé une source de lumière blanche et uniforme pour évaluer la couleur de l'huile. Pour la comparaison visuelle, on a placé l'échantillon d'huile à côté d'une échelle de couleur standard qui fournit une référence visuelle pour évaluer la couleur de l'huile. Enfin, on a observé attentivement la teinte, l'intensité et la transparence de l'huile, puis noté le numéro correspondant à la couleur la plus proche sur l'échelle.

➤ Impureté

Le principe d'impureté de l'huile se réfère à la présence de substances indésirables ou de contaminants dans l'huile. Ces impuretés peuvent provenir de diverses sources, telles que la contamination environnementale, les processus de production, le stockage insuffisant.

On a prélevé un volume approprié d'huile représentatif et bien mélangé dans un flacon propre. Ensuite, on a placé un papier filtre dans l'entonnoir et versé l'huile à travers le filtre pour éliminer les particules grossières ou visibles. Enfin, on a collecté l'huile filtrée dans un récipient propre.

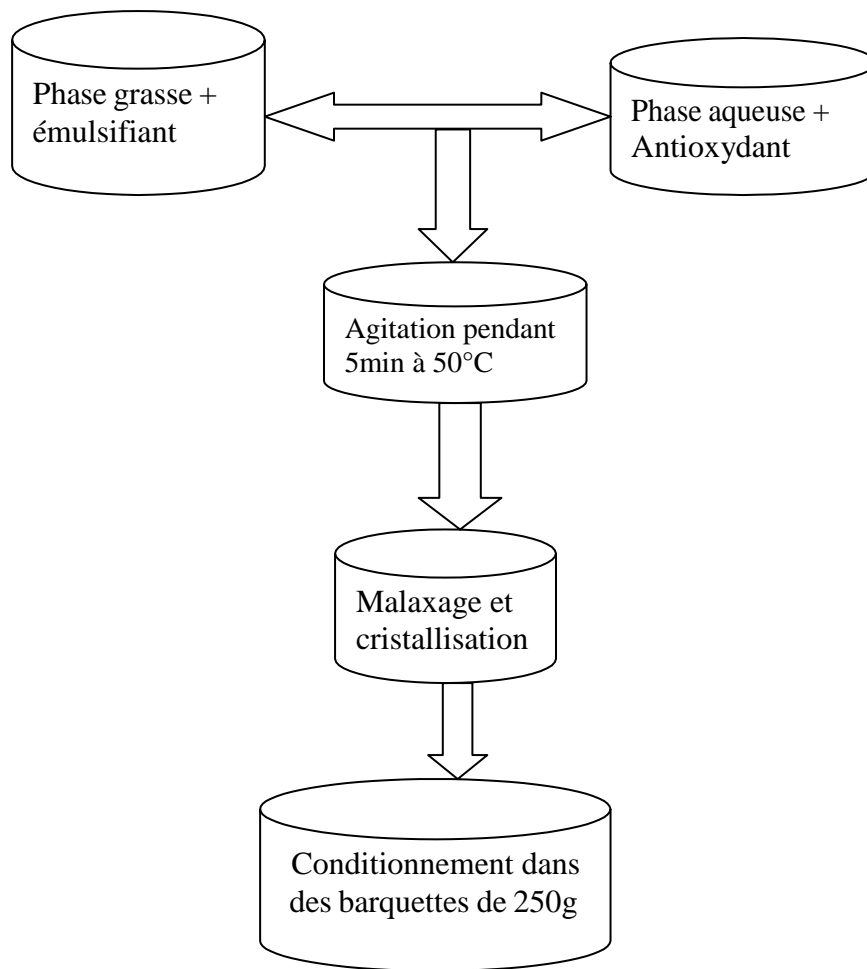


Figure 5: schéma d'application d'antioxydant de câprier dans une matrice alimentaire.

I.5.2. Analyses physico-chimiques

Afin d'évaluer l'efficacité de notre margarine, nous effectuons diverses analyses.

- **Teneur en eau**

Le principe de base consiste à mesurer le poids d'un échantillon avant et après son processus de séchage.

On a effectué la pesée du bécher vide (p1) ainsi que du poids de la prise d'essai, qui est d'environ 2g (p2). Ensuite, l'échantillon est déposé sur une plaque chauffante avec agitation régulière pour prévenir les éclaboussures et les gouttelettes d'eau sur les parois du bécher. Après refroidissement dans un dessiccateur, on a pesé le bécher contenant l'échantillon et on a enregistré le poids (p). L'expression des résultats selon la formule suivante :

$$H(\%) = \frac{(P1 + P2) - P}{P2} * 100$$

H: humidité exprimée en pourcentage massique.

P1: poids du bêcher vide en gramme.

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

P: poids du bêcher contenant l'échantillon après chauffage.

- **Teneur en sel**

Le procédé consiste à quantifier les chlorures présents dans l'échantillon en utilisant une solution de nitrates d'argent (AgNO_3) en présence d'un indicateur coloré (chromate de potassium). On a introduit 5g d'échantillon dans 100ml d'eau distillée préalablement chauffée.

Après agitation, le mélange est laissé à refroidir, puis on a ajouté quelques gouttes de chromate de potassium. Ensuite, on a effectué le titrage en utilisant une solution de nitrates d'argent jusqu'à ce que la couleur se transforme en une teinte rouge brique caractéristique.

L'équation est exprimée de

la manière suivante afin de représenter les résultats :

$$TS(\%) = \frac{Ve * N * M}{m0 * 10}$$

TS : taux de sel

Ve : volume d' AgNO_3

N : normalité d' AgNO_3 (0.01N)

M : masse molaire de NaCl ($58.5\text{g}\cdot\text{mol}^{-1}$)

m₀ : masse de la prise d'essai.

- **pH**

pH est une mesure de l'activité chimique des ions hydrogène en solution, principalement sous la forme de l'ion oxonium dans les solutions aqueuses. Plus communément, le pH est utilisé pour évaluer le niveau d'acidité ou de basicité d'une solution.

On a connecté l'alimentation de l'appareil et on a effectué l'étalonnage, après on a rincé l'électrode à l'eau distillée, puis la sécher avec un papier absorbant. Ensuite, on a mis l'appareil en service en appuyant sur la touche d'allumage, suivi de la touche pH. Après quelques minutes d'attente, on a enregistré la valeur affichée à l'écran. Enfin, on a retiré l'échantillon et on a rincé à nouveau l'électrode à l'eau distillée. Pour obtenir le résultat de la mesure, on a consulté directement la valeur affichée sur l'écran du pH-mètre.

- **Taux de solide**

La teneur en corps gras solides est déterminée à l'aide d'un spectromètre de résonance magnétique nucléaire pulsée basse résolution (RMN). L'échantillon est maintenu à une température spécifique et ensuite chauffé et stabilisé à différentes températures de mesure (0, 10, 20, 30 et 40°C). Le signal de décroissance de la magnétisation des protons dans la phase liquide est mesuré (TRACHI et ZERGUINI, 2017).

On a chauffé la matière grasse à 60°C dans une étuve, puis on a filtrée en utilisant du sulfate de sodium. La matière grasse filtrée est ensuite réchauffée et transférée dans des tubes. Ensuite on a placé ces tubes dans un bain-marie à 0°C pendant 1 heure. On a exposé chaque tube à des températures de mesure différentes, allant de 5°C à 40°C, pendant 30 minutes. Le logiciel fournit les résultats en exprimant les données en termes de pourcentage de matières solides.

- **Point de fusion**

Cette méthode repose sur la transition de la matière grasse de l'état solide à l'état liquide lorsqu'elle est chauffée à une température de 37°C.

On a transformé une quantité de margarine en liquide, puis on a filtré le mélange obtenu et on a le placé dans deux tubes capillaires en verre sur une hauteur de 1 cm. Les tubes capillaires sont ensuite refroidis pendant 15 minutes dans un réfrigérateur. Les deux capillaires sont fixés à l'aide d'une pince en bois, suspendue aux côtés d'un bécher contenant de l'eau osmosée. Ensuite, le système est chauffé lentement (à raison de 0,5°C par minute) dans un bain-marie. Enfin, on a observé attentivement et on a noté la température à laquelle les colonnes d'huile commencent à remonter dans les tubes. La température relevée correspond au point de fusion de la margarine, exprimée en degrés Celsius.

- **Indice de peroxyde**

Cette méthode implique le traitement d'une quantité d'huile dissoute dans l'acide acétique et le chloroforme avec une solution d'iodure de potassium (KI), suivi du titrage de l'iode libéré à l'aide d'une solution de thiosulfate de sodium en présence d'un indicateur coloré à base d'empois d'amidon.

On a placé avec précision 5g d'huile dans un ballon. Puis, on a ajouté 12ml de chloroforme et 18ml d'acide acétique. On a incorporé 1ml d'iodure de potassium (KI) à cette solution et on a agité la solution et la protéger de la lumière pendant une minute. Ensuite, on a ajouté 75ml d'eau distillée et on a agité vigoureusement en présence d'un indicateur à base d'empois d'amidon. On a titré la solution avec du thiosulfate de sodium ($\text{Na}_2 \text{S}_2 \text{O}_3$) à une concentration de 0,1N jusqu'à ce que la solution soit totalement décolorée. La relation suivante permet de déterminer l'indice de peroxyde :

$$I_p = V(\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3) * 2$$

I_p : indice de peroxyde exprimé en milliéquivalent gramme d'oxygène actif par kilogramme de matière grasse.

$V(\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3)$: Volume de la chute de burette utilisé pour le titrage.

- **Test d'accélération d'oxydation "Rancimat"**

Le test Rancimat est couramment utilisé pour évaluer la stabilité oxydative des matières grasses dans les spécifications des produits. Il mesure le Temps d'Induction au test Rancimat (TIR), qui représente la durée de résistance de la matière grasse à un stress oxydatif. Ce test implique l'accélération du vieillissement des matières grasses en les exposant à une décomposition thermique à 98°C et du débit d'air de 10 litres /heures. Les acides organiques produits par cette dégradation sont entraînés par le courant d'air et recueillis dans une cellule de mesure contenant de l'eau distillée. Le TIR est déterminé par conductimétrie. Le test Rancimat permet de tester plusieurs échantillons simultanément avec des temps d'analyse réduits. Cependant, en raison des conditions d'oxydation extrêmes utilisées (98°C, courant d'air intensif), ce test peut ne pas reproduire fidèlement les conditions réelles d'oxydation (**Abchiche et Abid, 2022**).

3g d'échantillon sont chauffés à 98°C avec un débit d'air de 10 litres par heure dans le bloc de chauffage du dispositif "Rancimat". Les produits de dégradation volatils sont recueillis dans une cellule contenant 60 ml d'eau distillée. Les résultats sont obtenus en utilisant le pic maximal de la seconde dérivée de la courbe, calculé automatiquement par l'appareil. La stabilité à l'oxydation est exprimée en heures et comparée à celle du témoin.

Résultats et discussions

II. Résultats et discussions

II.1. Le rendement d'extraction

Lors d'extraction par macération on a employé de l'éthanol à 70% en tant que solvant d'extraction, et le pourcentage de rendement de cette extraction des substances phytochimiques des feuilles de câprier est de 13.4%.

II.2. Dosage des phénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux a été réalisé en utilisant la méthode de la spectrophotométrie avec le réactif de Folin-ciocalteu. La courbe d'étalonnage a été construite en utilisant l'acide gallique comme standard, dans une plage de concentration allant de 0 à 18µg/ml.

Les résultats obtenus sont exprimés en microgrammes équivalents d'acide gallique par milligramme de matière végétale sèche (µg EQAG/mg Ex). Ils ont été calculés en utilisant la formule de régression linéaire $y = 0.0654x + 0.0182$, où y représente l'absorbance mesurée et x représente la concentration en acide gallique. Le coefficient de corrélation (R^2) de cette courbe est de 0,9938, ce qui indique une bonne corrélation entre l'absorbance et la concentration en acide gallique.

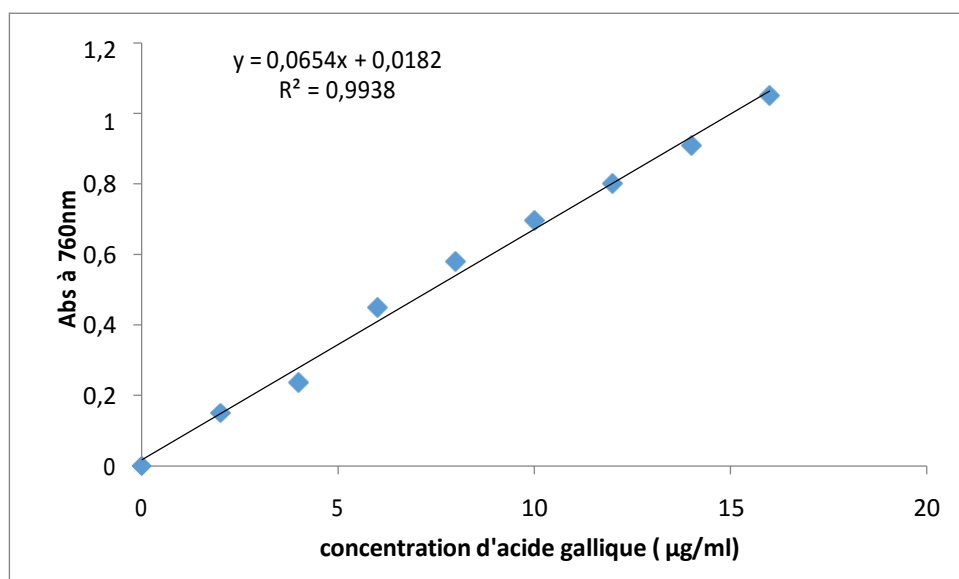


Figure 6: courbe d'étalonnage d'acide gallique pour dosage des phénols totaux.

La quantité de polyphénols présente dans l'extrait aqueux de la feuille de câprier est de $0,87 \pm 0,084 \mu\text{gEQAG/mg}$ d'extrait, selon les résultats obtenus.

Dans une étude menée par **Kernouf en 2019**, les résultats du dosage des polyphénols dans l'extrait aqueux préparé à partir des feuilles de câprier étaient de $99,02 \pm 5,45 \mu\text{g EAG/mg}$, une valeur supérieure à nos résultats. En revanche, il est paradoxal que notre résultat soit inférieur à celui rapporté par **Benzidane en 2014**, qui a trouvé une valeur de $0,05698 \pm 14,24 \mu\text{g EAG/g}$.

II.3. Dosage des flavonoïdes

L'évaluation des flavonoïdes totaux a été réalisée en utilisant l' AlCl_3 comme réactif, tandis que la quercétine a servi d'étalon, avec des concentrations variant de 0 à 16 $\mu\text{g/ml}$.

Les résultats obtenus sont exprimés en microgrammes équivalents de quercétine par milligramme de matière sèche de la plante ($\mu\text{g EQAG/mg Ex}$). Ces résultats ont été calculés en utilisant la formule de régression linéaire $y = 0,0317x - 0,0128$, où y représente l'absorbance mesurée et x représente la concentration en catéchine. Le coefficient de corrélation (R^2) de cette courbe est de 0,9868, ce qui indique une excellente corrélation entre l'absorbance et la concentration en quercétine.

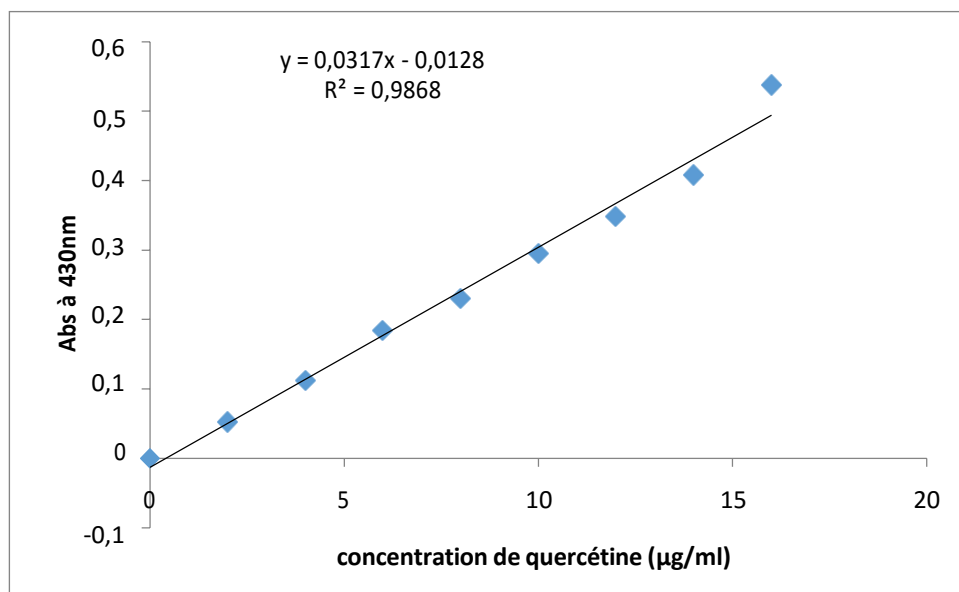


Figure 7: courbe d'étalonnage de quercétine pour dosage des flavonoïdes.

Les résultats indiquent que l'extrait aqueux des feuilles de caprier présente une concentration de flavonoïdes de $0,707 \pm 0,13 \mu\text{g EQC/mg}$.

En comparaison avec d'autres études, nos résultats sont similaires à ceux rapportés par **Kernouf en 2019**, qui a obtenu une valeur de $0,01725 \pm 0,56 \text{ g EQ/g}$. En revanche, les résultats rapportés par

Benzidane en 2014, soit $0.00669 \pm 0.24 \mu\text{g EQ/g}$, sont considérablement plus bas que notre résultat. Cette disparité peut être expliquée par l'utilisation de normes différentes pour la quantification des flavonoïdes

II.4. Activité antioxydante

Le radical DPPH est couramment utilisé comme un indicateur pour évaluer la capacité d'un extrait à donner un atome d'hydrogène ou un électron, ce qui reflète sa capacité anti-radicalaire ou antioxydant. Lorsqu'un extrait possède des propriétés antioxydants, il peut réagir avec le radical DPPH en lui transférant un électron ou un atome d'hydrogène, ce qui neutralise le radical et le transforme en une molécule stable. La mesure de cette réaction permet d'estimer l'efficacité de l'extrait en tant qu'antioxydant. Plus l'extrait est capable de neutraliser efficacement le radical DPPH, plus il est considéré comme ayant une forte activité antioxydant.

Pour évaluer l'activité antioxydante de notre extrait préparé à partir de câprier, on a calculé la capacité inhibitrice du radical DPPH et on a construit une courbe d'étalonnage en utilisant la solution mère de DPPH comme un témoin.

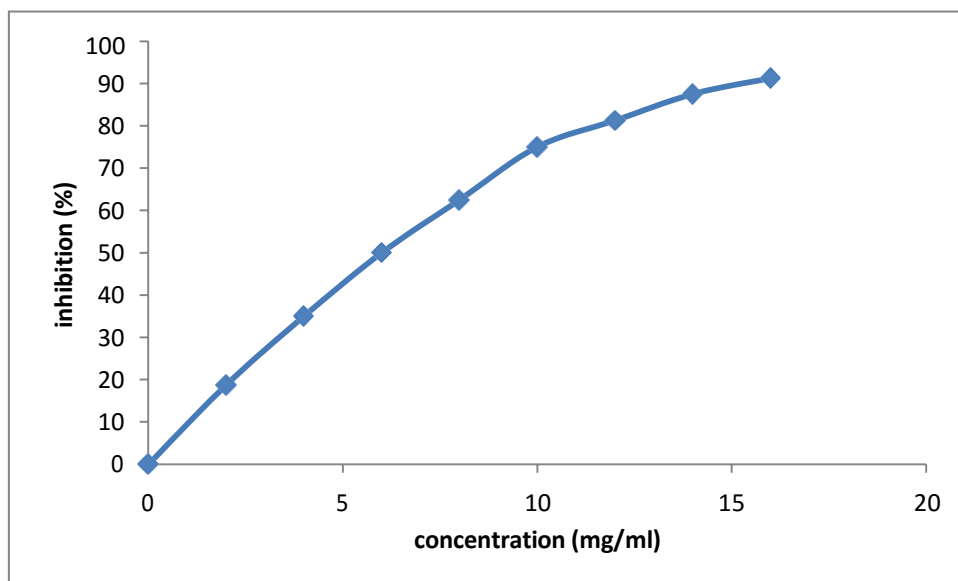


Figure 8: évaluation de l'activité antioxydante de l'extrait de câprier.

On remarque que le pourcentage d'inhibition du radical libre augmente à mesure que la concentration augmente, que ce soit pour le standard ou pour les différents extraits de la plante. La valeur d'IC₅₀ est de l'ordre de 7.007 mg/ml d'extrait, ce qui correspond à une valeur équivalente de 7007 $\mu\text{g/ml}$. Cela représente une valeur bien supérieure à celle rapportée

par **Lemkhmici *et al.*, en 2013** (0.00036 µg/ml) dans leur étude sur l'activité antioxydante de l'extrait aqueux préparé à partir des feuilles de *Capparis Spinosa* L.

Selon l'étude de **Bouriche *et al.*, 2011, sur** Activités radicalaires, chélatrices de métaux et antibactériennes de l'extrait méthonique de bourgeons de *Capparis spinosa*, les valeurs d'IC50 pour cette activité étaient de 53,53 µg/ml. Les résultats suggèrent que l'extrait de bourgeons de *Capparis spinosa* peut être considéré comme une source prometteuse d'antioxydants et d'antibiotiques pour des applications thérapeutiques ou dans l'industrie nutraceutique.

II.5. Analyses physico-chimique

Tableau IV présente les analyses des huiles nécessaires avant la formulation de la margarine afin de déterminer si elles sont conformes aux normes requises

Tableau IV: présente les analyses des huiles nécessaires avant la formulation de la margarine

	Huile de palme	Huile de tournesol
Acidité (%)	0.05	0.07
Humidité (%)	Néant	Néant
Impureté	Néant	Néant
Indice de peroxyde(mEq O ₂ /kg)	0.28	0.22
Point de fusion(°C)	38.4	Huile fluide
Couleur	28-2.8	10-1
Goût	Caractéristique au produit	Caractéristique au produit

Selon le tableau IV, on peut observer que les deux huiles étudiées ont un indice de peroxyde inférieur à la limite fixée par l'ISO 3960/2007 pour les corps gras d'origine animale et végétale, qui est de 10 mEq O₂/kg. De plus, les valeurs d'acidité de ces deux huiles (0.05 % pour l'huile de palme et 0,07% pour l'huile de tournesol) sont en conformité avec les normes énoncées par l'ISO 660/2020. Les huiles sont dépourvues d'impuretés et d'humidité car elles subissent un processus de production et de purification rigoureux. Ce processus comprend l'extraction et le raffinage pour séparer l'huile des matières premières, la filtration pour éliminer les particules solides et les impuretés, la décantation pour séparer les particules plus lourdes, un raffinage supplémentaire pour améliorer la qualité et la pureté de l'huile, et enfin un stockage

adéquat dans des contenants hermétiques pour éviter toute contamination.

- **Teneur en eau**

La qualité de la margarine est affectée par sa teneur en eau. Si la margarine contient une quantité importante d'eau, cela favorise des réactions d'hydrolyse enzymatique et d'oxydation, ainsi que la prolifération de micro-organismes qui peuvent altérer le produit final, c'est-à-dire la margarine. En revanche, si la margarine ne contient pas suffisamment d'eau, cela peut entraîner un produit trop sec, ce qui peut être moins apprécié par les consommateurs (Blanc, 1992). Les résultats de la teneur en eau sont présentés dans la figure 09

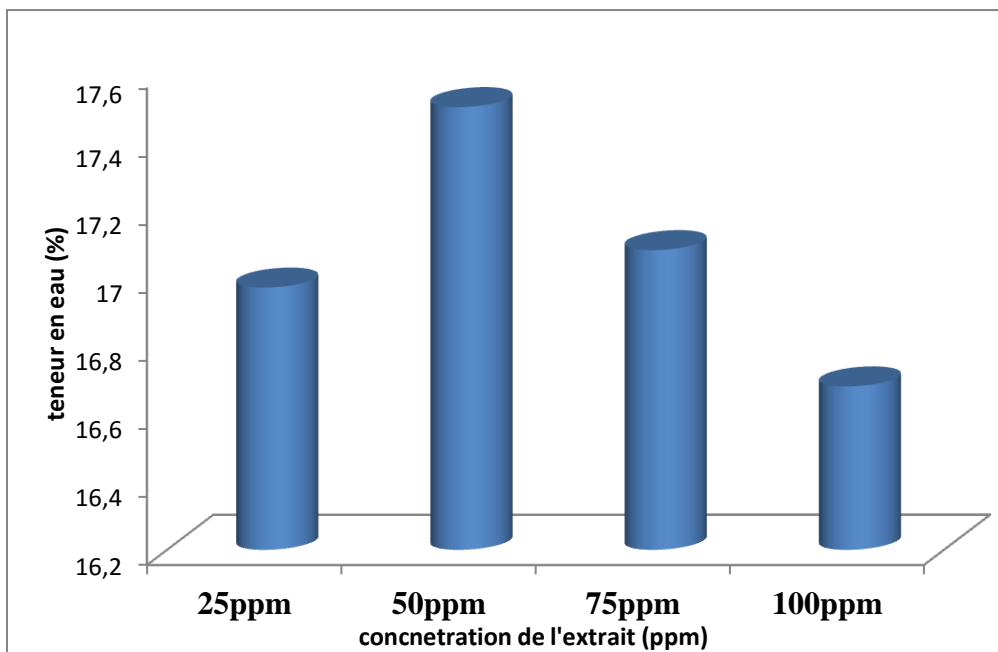


Figure 9:teneur en eau de margarine d'extrait du câprier à différente concentration

D'après les résultats la différence entre les valeurs mesurées est relativement faible, ce qui suggère une certaine cohérence dans les mesures, à 25ppm la teneur en eau mesurée est de 16.97%, puis elle diminue légèrement à 16.65% à 50ppm, à 75ppm est de 17.08% cette valeur est plus élevée par rapport aux mesures précédentes et redescend à 16.68% à 100ppm. Ces résultats correspondent à la composition originale de cette margarine, qui comprend une phase grasse représentant 82 % et une phase aqueuse représentant 18 %.

- Teneur en sel

La figure 10 résume la teneur en sel.

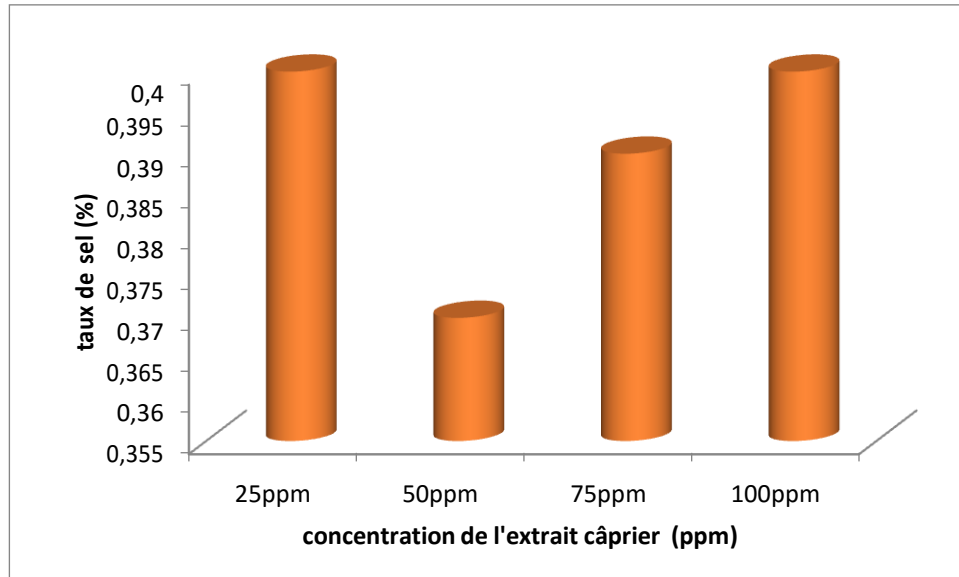


Figure 10: teneur en sel de margarine d'extrait du câprier à différente concentration

Les résultats indiquent que les valeurs se situent dans la plage normale spécifiée par l'entreprise (0,1% à 0,4%). Pour une teneur en sel de 25 ppm la valeur obtenue est de 0,4%, pour 50 ppm elle est de 0,37%, pour 75 ppm elle est de 0,39%, et enfin pour 100 ppm elle est de 0,4%. On remarque que la teneur en sel de 25 ppm peut être légèrement plus élevée en raison de variations mineures lors de la mesure de la teneur en sel, telles que des erreurs de mesure ou des fluctuations naturelles des ingrédients utilisés lors de la préparation de la margarine. De plus, les interactions entre les autres ingrédients présents dans la margarine et le sel peuvent également influencer la mesure de la teneur en sel. Ces interactions peuvent varier en fonction de la concentration de sel, ce qui peut expliquer pourquoi la concentration de 25 ppm présente une légère augmentation de la teneur en sel par rapport aux autres concentrations.

Selon **Karleskind et Wolff**, la quantité de sel dans la margarine varie en fonction de son utilisation et de sa texture, se situant généralement entre 0,1 % et 0,3 % pour les margarines destinées à être tartinées.

- **pH**

Le pH de la phase aqueuse de notre margarine est de 5,3, ce qui est conforme aux spécifications de la norme **ISO 662**. Cette norme recommande un pH situé entre 4 et 5,5 pour les margarines, ce qui garantit le respect des quantités appropriées d'acide acétique ajoutées.

- **Taux de solide**

Le SFC des margarines à tartiner doit respecter les limites suivantes : moins de 40 % à 5 °C, moins de 6 % à 37 °C et moins de 32 % à 10 °C (**Laincer et al., 2017**). L'ensemble des résultats de taux de solide sont regroupés dans le tableau (annexe I).

D'après nos résultats, les taux de SFC sont similaires, ce qui nous permet de présenter ces données en un seul relevé de 75 ppm.

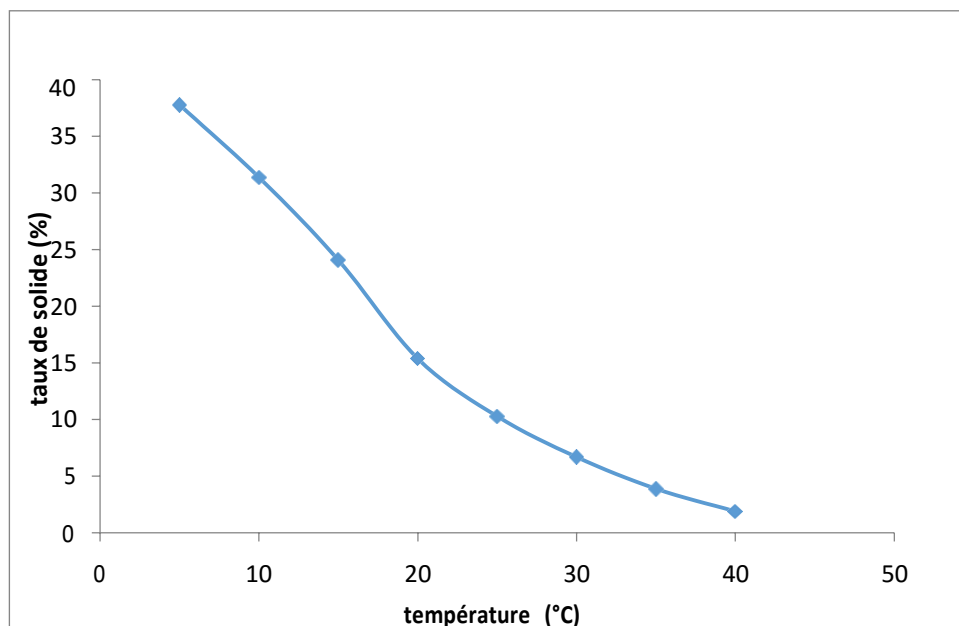


Figure 11: les résultats de taux de solide de la margarine à différente température

Selon **Azi et al., (2013)**, chaque valeur de taux de solide fournit des indications sur la qualité du produit :

- Dans la plage de température de 0,5 à 10°C, on peut évaluer la facilité avec laquelle le produit peut être étalé, notamment à des températures basses telles que celles du réfrigérateur.
- Entre 15 et 20°C, on peut obtenir des informations sur la consistance de la margarine et sa propension à libérer de l'huile.

- La plage de 20 à 25°C est fortement liée à la stabilité de la margarine, en particulier sa résistance à l'oxydation.
- Entre 30 et 35°C, on peut établir une relation avec la texture lors de diverses utilisations, telles que la dégustation, ainsi que la libération des arômes en bouche.

L'étude réalisée par **Redjda et al., (2017)** porte sur la composition en acides gras de deux margarines, MATINA et FLEURIAL, fabriquées par Cevital. Ils ont utilisé la chromatographie en phase gazeuse pour analyser les échantillons. Ils ont conclu que le taux de matières grasses solides (SFC) joue un rôle crucial dans la détermination des différentes caractéristiques des margarines, telles que leur apparence générale et leurs propriétés sensorielles. Le SFC est également un élément essentiel dans les recettes utilisées pour produire les margarines. Comparativement à la margarine "Fleurial", la margarine "Medina" présente un taux de matières grasses solides plus élevé. Cependant, ce taux diminue lorsque la température augmente. Malgré les variations de température, le taux de matières grasses solides de "Medina" reste élevé en raison de la présence d'huiles dans sa composition.

Les résultats de la résonance magnétique nucléaire (RMN) nous ont permis de conclure que les margarines ont une consistance plastique et sont faciles à tartiner. À une température de 37 °C, l'indice de matières grasses solides (SFC) est inférieur à 6 %, ce qui démontre que nos margarines fondent aisément (**Zidani, 2009**).

• Point de fusion

Le point de fusion de la margarine doit être déterminé de manière à ce qu'elle soit agréablement fondante lorsqu'elle est consommée, tout en restant suffisamment plastique à température ambiante pour faciliter son étalage lors de l'utilisation.

Le point de fusion de notre margarine est de 34,7°C, ce qui est conforme aux normes de l'entreprise agro-industrielle Cevital, qui établit une plage acceptable de 33°C à 37°C pour le point de fusion.

Selon **Harfi et al., 2012**, plusieurs facteurs liés à la structure des triglycérides influencent le point de fusion. Voici les principaux facteurs identifiés :

- La longueur de la chaîne carbonée est directement proportionnelle au point de fusion, ce qui signifie que celui-ci augmente avec le nombre d'atomes de carbone.
- Le nombre de doubles liaisons est inversement proportionnel au point de fusion pour une même longueur de chaîne. En d'autres termes, le point de fusion diminue à mesure que le nombre de doubles liaisons augmente.

- La conformation géométrique joue également un rôle, car le point de fusion de formes cis est inférieur à celui des formes trans.

- **Indice de peroxyde**

L'indice de peroxyde (IP) est un paramètre qui permet d'évaluer le niveau d'autoxydation d'une huile, qui est un processus lent mais inévitable. En présence d'oxygène et de certains facteurs favorisants tels que la chaleur, l'eau, les enzymes et les traces de métaux comme le cuivre et le fer, les corps gras peuvent s'oxyder. Ce processus d'autoxydation ou de rancissement aldéhydique conduit tout d'abord à la formation de peroxydes (ou hydroperoxydes), qui se décomposent ultérieurement en aldéhydes et cétones carbonylés (responsables de l'odeur de rance) ainsi qu'en divers produits oxygénés tels que les alcools et les acides (Aoukli et al., 2019).

D'après la figure 12, on a observé que les margarines étudiées ont un indice de peroxyde inférieur à la limite spécifiée par l'ISO 3960/2007 pour les corps gras d'origine animale et végétale, qui est de 10 mEq O₂ /kg. On remarque aussi que l'indice de peroxyde augmente lorsque la concentration passe à 100 ppm. Selon Gunstone (2011), cette augmentation peut être due à une exposition accrue à des conditions de stockage inappropriées, telles que des températures élevées, des sources de lumière intense ou une durée de conservation excessive.

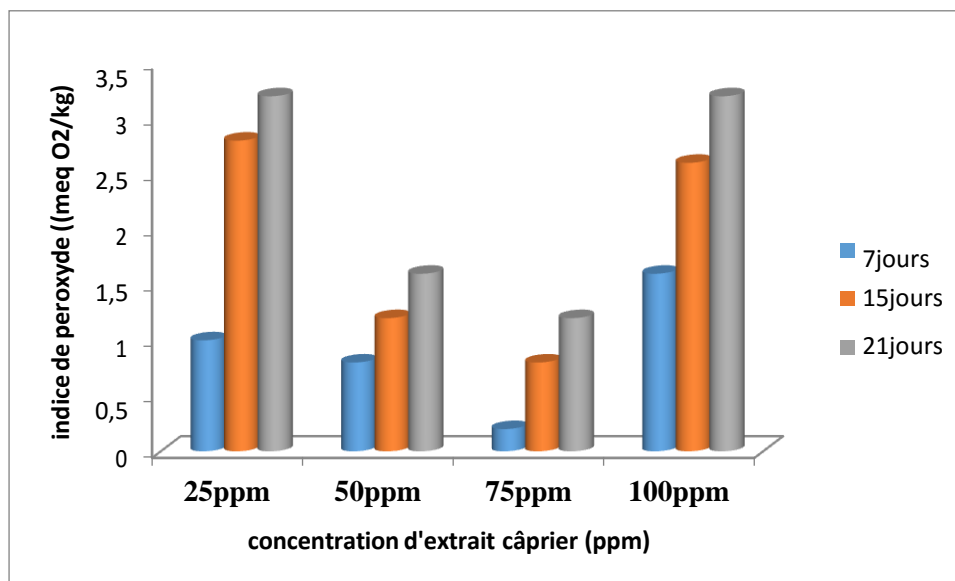


Figure 12: indice de peroxyde de la margarine a différente concentration.

La margarine formulée par Idri et Makhloufi présente un indice de peroxyde de 2,4

mEq O₂/kg, ce qui est inférieur à la limite maximale de 10 mEq O₂/kg exigée par les normes. Cette valeur témoigne d'un taux d'oxydation très faible.

- **Test d'accélération d'oxydation (rancimat)**

D'après les résultats obtenus (figure13), on constate que les temps d'induction varient d'un échantillon à l'autre. Les échantillons contenant 25 ppm et 50 ppm ont enregistré les durées de vie les plus courtes, soit 21,30h (annexe II) et 21,12h (annexe III) respectivement. Cela indique une stabilité oxydative minimale pour ces concentrations. En revanche, les échantillons contenant 75 ppm et 100 ppm présentent des durées de vie plus longues, soit 23,50h (annexe IV) et 23,74h (annexe V) respectivement, ce qui témoigne d'une stabilité oxydative plus élevée. Quant aux margarines témoins, leur temps d'induction est de 31,17h pour 100 ppm (annexe VI) et de 36.93h pour 200ppm (annexe VII). Ces résultats démontrent que les temps d'induction des trois margarines élaborées sont inférieurs à celui de la margarine témoin.

Benallaoua et Batrouni en 2019 ont testées trois margarines contenant respectivement 150 ppm d'huile de noyaux d'abricot, 150 ppm d'huile de graines de pastèque et 150 ppm d'huile de graines de melon ont montré des temps d'induction de 15,36 h, 16,54 h et 14,66 h respectivement. En comparaison, la margarine commerciale de référence a affiché un temps d'induction de 19,47 h. Ces résultats suggèrent que les margarines testées ont des temps d'induction inférieurs à celui de la margarine commerciale. De plus, la margarine contenant de l'huile de graines de pastèque présente le temps d'induction le plus élevé, suivie de celle à base d'huile de noyaux d'abricot, tandis que celle à base d'huile de graines de melon présente le temps d'induction le plus court. Ces résultats confirment la relative stabilité oxydative des margarines étudiées.

Les résultats obtenus par **Abchiche et Abid(2022)**, sur Effet d'incorporation de l'huile de sésame sur la stabilité oxydative de l'huile de palme au cours des fritures répétées montrent que le temps d'induction varie entre les échantillons étudiés. L'échantillon d'huile de palme présente la durée de vie la plus courte, avec une valeur de 33,47 h, ce qui suggère une stabilité oxydative plus faible. En revanche, les échantillons d'huile de palme enrichie par 1% de l'huile de sésame et huile de palme enrichie par 3% de l'huile de sésame affichent les durées de vie les plus longues, avec respectivement 61,34 h et 58,34 h, indiquant une stabilité oxydative importante. L'échantillon huile de palme enrichie par 2% de l'huile de sésame présente une stabilité à l'oxydation accélérée de 45,79 h. Ainsi, ces résultats démontrent des variations

significatives dans la stabilité oxydative des différents échantillons étudiés.

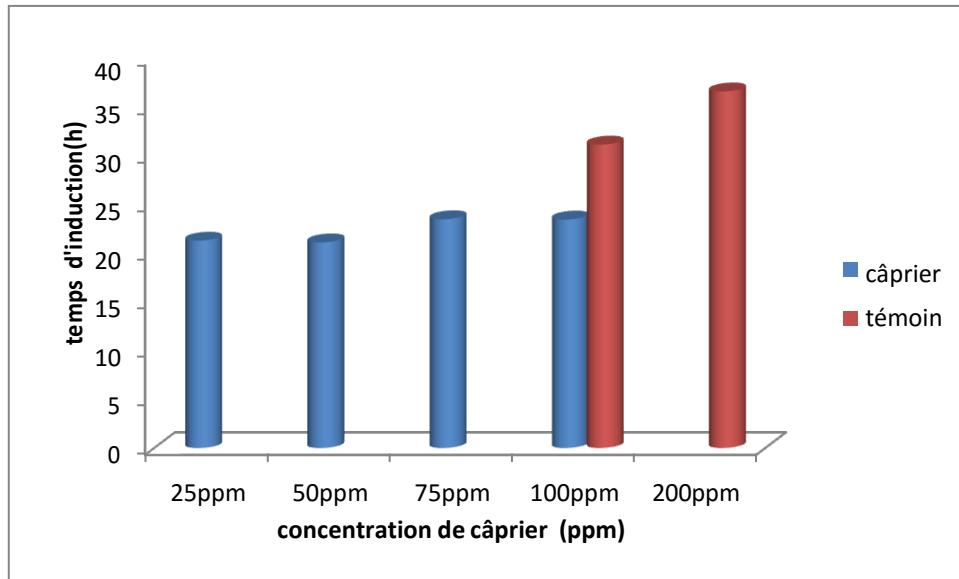


Figure 13 : temps d'induction des margarines

Conclusion

Conclusion

Le câprier est une plante riche en composés phénoliques, notamment les flavonoïdes et phénols, qui possèdent des propriétés antioxydantes. Les extraits de câprier ont montré une capacité élevée à piéger les radicaux libres et à inhiber l'oxydation. L'ajout de ces extraits dans la margarine permet d'améliorer sa stabilité oxydative, en retardant l'oxydation des lipides présents dans le produit. Cela contribue à préserver la qualité et la durée de conservation de la margarine en évitant la formation de composés indésirables tels que les peroxydes lipidiques. De plus, l'utilisation du câprier comme source d'antioxydants dans la margarine offre l'avantage d'utiliser un ingrédient d'origine végétale, répondant ainsi aux attentes des consommateurs en quête de produits naturels et sains. Nos résultats d'étude démontrent de manière évidente que :

- Les résultats du criblage phytochimique ont mis en évidence la présence de composés bioactifs tels que des flavonoïdes, des phénols, qui ont montré des propriétés antioxydantes,
- L'évaluation du pouvoir anti-radicalaire à l'aide du test DPPH révèle que l'extrait de feuilles de câprier présente la capacité de réduire le radical DPPH, et cette capacité augmente à mesure que la concentration de l'extrait augmente.
- L'étude de l'évolution des margarines enrichies pendant une période de 21 jours de stockage à une température de 4°C a démontré leur résistance à l'oxydation. De plus, Les propriétés ont été confirmées comme étant en conformité avec les normes énoncées par l'entreprise
- Ces métabolites secondaires présents dans le Caprier peuvent jouer un rôle essentiel dans la conservation alimentaire en inhibant l'oxydation des lipides, et en prolongeant la durée de vie des produits alimentaires.

Les résultats de cette étude ouvrent des perspectives prometteuses pour l'utilisation des extraits de câprier dans l'industrie alimentaire, notamment en tant qu'agents naturels permettant d'améliorer la stabilité et la durée de conservation des produits alimentaires qui sont sensibles à l'oxydation et à la contamination microbienne. De plus, l'utilisation de ces extraits devrait préserver la qualité nutritionnelle des aliments en empêchant la dégradation des nutriments, tels que les vitamines et les acides gras essentiels, qui sont sensibles à l'oxydation.

Cela répondrait également à la demande croissante de consommateurs pour des aliments naturels, dépourvus de conservateurs chimiques et de produits synthétiques. En utilisant les métabolites de câprier comme conservateurs naturels.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

-A-

- **Abchiche, L & Abid, H. (2022).** Effet d'incorporation de l'huile de sésame sur la stabilité oxydative de l'huile de palme au cours des fritures répétées
- **AD, N., & ZEKRI, O. (2019).** Caractérisation phytochimique et étude de quelques activités biologiques de deux plantes, *Capparis spinosa* et *Camellia sinensis*.
- **AOUKLI MANEL, N. O. R. E. L. D. J. I. H. A. N. E., & SOUAD, C. (2019).** *Etude et qualitative des huiles d'olive de la région de DJAAFRA* (Doctoral dissertation).
- **Asma, S. O. U. A. A. D. I. (2022).** *Contribution à l'étude des métabolites secondaires et leurs activités biologiques de Salvia officinalis L* (Doctoral dissertation, university center of abdalhafid boussouf-MILA).
- **Azi, A., Amrouche, A., & Guerfi, F. E. (2013).** Le suivi de la stabilité de la margarine de feuilletage au cours de la conservation.

-B-

- **BAKIR, S., BOUAMOUCHE, K., & BOUHEDJA, M. E. (2022).** *Etude phytochimique et biologique des métabolites secondaires et des huiles essentielles du Rosmarinus officinalis L. de la région de Jijel* (Doctoral dissertation, université de Jijel).
- **Bekkouche, S., & Harmi, N. (2012).** *Activité anti-diabétique et anti-inflammatoire de Capparis spinosa* (Doctoral dissertation, Université de Jijel).
- **Belazizia, S., Bettiche, H., & Bouchemma, A. (2019).** Extraction et caractérisation de la substance active de curcumine.
- **Belhattab. M et al., Food Chemistry, 2016,** vol. 194, pages 495-501
- **Bennoune, L., Bouteldja, N., Chebah, S., & Akkouche, Z. E. (2012).** *Etude bibliographique de quelques activités biologiques de différentes parties du câprier* (Doctoral dissertation, Université de Jijel).
- **Benseghir-Boukhari, L. A., & Seridi, R. (2007).** Le câprier, une espèce arbustive pour le développement rural durable en Algérie. *Méditerranée. Revue géographique des pays méditerranéens/Journal of Mediterranean geography*, (109), 101-105.
- **Bentoumi Ilhem, B. S. (2019).** *Dosage des composés phénoliques et détermination de l'activité antioxydante de Linum usitatissimum L* (Doctoral dissertation).
- **BENZIDANE, N. (2014).** Effets antioxydant, vasoactif, bronchorelaxant et cytotoxique des extraits de *Capparis spinosa*. Thèse Doctorat en Sciences, Université Ferhat Abbas Sétif 1.

- **Blanc M. (1992).** Analyse des tourteaux oléagineux. In « Karleskind ». Manuel des corps gras Tome 2. Ed. Tec et doc. Lavoisier, paris. Pp : 1332-1341.
- **Bonina, F., Puglia, C., Ventura, D., Aquino, R., Tortora, S., Sacchi, A., ... & de Capariis, P. (2002).** In vitro antioxidant and in vivo photoprotective effects of a lyophilized extract of Capparis spinosa L. buds. *Journal of cosmetic science*, 53(6), 321-336.
- **Boubendir, F., & Titi, S. (2021).** *Etude de l'activité biologique des métabolites secondaires d'une plante médicinale: Olea europaea L* (Doctoral dissertation, Université Jijel).
- **Bouchlaghem, W., Aggoun, A., & Aouar, L. (2020).** Activités antimicrobienne et antioxydante des actinobactéries.
- **Boudjouref, M. (2018).** *Etude de l'activité antioxydante et antimicrobienne d'extraits d'Artemisia campestris L* (Doctoral dissertation).
- **Boulaiche, H., Boulchefar, L., Bouldjadj, S., & Rezzagui, A. E. (2020).** Effet antioxydante et néphroprotecteur du thé vert (*Camellia sinensis*) (Revue systématique).
- **Boulouaret, W., & Boufroua, R. (2021).** *Etude chimique et biologique des huiles essentielles et des métabolites secondaire de deux plantes médicinales: myrtus communis l. et mentha pulegium l* (Doctoral dissertation, Université Jijel).
- **Bouriche, H., Karnouf, N., Belhadj, H., Dahamna, S., Harzalah, D., & Senator, A. (2011).** Free radical, metal-chelating and antibacterial activities of methonolic extract of Capparis spinosa buds. *Adv. Environ. Biol*, 5(2), 281-287.
- **Bouyahya, A., Abrini, J., Et-Touys, A., Lagrouh, F., Dakka, N., & Bakri, Y. (2018).** Analyse phytochimique et évaluation de l'activité antioxydante des échantillons du miel marocain. *Phytothérapie*, 16(S1), S220-S224.
- **BOUZIANE, K., & ROUIBAH, L (2019).** Etude des propriétés antioxydantes, antidiabétiques et anti-inflammatoires in vitro des extraits de la plante médicinale Capparis spinosa L (Capparidaceae).

-D-

- **DRICI ADIL, D. E. (2019).** Etude de qualité de l'huile d'olive algérienne: effet des conditions de stockage.

- **Dridi, W. (2016).** *Influence de la formulation sur l'oxydation des huiles végétales en émulsion eau-dans-huile* (Doctoral dissertation, Bordeaux).

-E-

- **Eymard, S. (2003).** *Mise en évidence et suivi de l'oxydation des lipides au cours de la conservation et de la transformation du chinchard (*Trachurus trachurus*): choix des procédés* (Doctoral dissertation, Université de Nantes).

-F-

- **Fatiha GUEHMAME, S. A (2020).** Contribution à l'étude de l'activité antibactérienne des écorces de racines du *Capparis spinosa* L.

-G-

- **Gunstone, F. (Ed.). (2011).** *Vegetable oils in food technology: composition, properties and uses*. John Wiley & Sons.

-H-

- **Harfi, L., Guerfi, F. E., & Kaanin, G. (2012).** Extraction et caractérisation physico-chimique et biologique de l'huile du noyau de datte: essai d'incorporation dans une margarine de table.

-I-

- **Ighil, F., & Mani, D. (2016).** *Evolution de la fraction saponifiable et insaponifiable d'une huile végétale raffinée «Afia» au cours des fritures répétées* (Doctoral dissertation, Université Mouloud Mammeri).

-J-

- **Jiang, H. E., Li, X., Ferguson, D. K., Wang, Y. F., Liu, C. J., & Li, C. S. (2007).** The discovery of *Capparis spinosa* L. (Capparidaceae) in the Yanghai Tombs (2800 years bp), NW China, and its medicinal implications. *Journal of ethnopharmacology*, 113(3), 409-420.

-K-

- **Karleskind et Wolff 1992.** Raffinage des corps gras ; in « Manuel des Corps Gras ». Tome 2, Ed : Techniques et Documentation. Londres, Paris, New York : 2-85206, 662-9.
- **KERNOUF, N. (2019).** Effet des extraits de *Capparis spinosa* sur la production des. Thèse Doctorat En Science, Université Ferhat Abbas Sétif

-L-

- **Laincer, F. E., Trachi, M., & Zerguini, K. (2017).** Elaboration d'une margarine enrichie en l'huile d'olive algérienne.
- **LATRECHE, B., KACI, A. A., & BAYA, A. (2021).** *Etude de l'activité antioxydante des extraits des feuilles de Thymus vulgaris* (Doctoral dissertation, UNIVERSITE MOHAMED BOUDIAF-M'SILA).
- **Lemkhmici, A., & al. (2013).** comparison between polyphenol and antioxidant activities of different parts of *Capparis Spinosa* L. article, university ferhat abbas setif1

-M-

- **Mammeri, W., & Zelbah, M. (2021).** *Etude de l'activité antioxydante de l'espèce Capparis spinosa L* (Doctoral dissertation, Université Jijel).
- **MEDDOUR, A. (2020).** *Etude des activités biologiques des extraits méthanoliques des fruits et des écorces de racines de capparispinosa l* (Doctoral dissertation, Université de Batna 2).
- **Meddour, A., Yahia, M., Benkiki, N., & Ayachi, A. (2013).** Etude de l'activité Antioxydante et antibactérienne des extraits d'un ensemble des parties de la fleur du *Capparis spinosa* L. *Lebanese Science Journal*, 14(1), 49-60.
- **Merrouche, R., Bouras, S., & Kebaili, Z. (2022).** Etude phytochimique suivie par l. activité antioxydant de L espèce.

-N-

- **Nadia, K. H. A. D. R. A. O. U. I. (2014).** L'effet biologique des écorces des racines de *Capparis spinosa* L. sur les entérobactéries causant la diarrhée.

-P-

- **Panico, A. M., Cardile, V., Garufi, F., Puglia, C., Bonina, F., & Ronsisvalle, G. (2005).** Protective effect of *Capparis spinosa* on chondrocytes. *Life sciences*, 77(20), 2479-2488.

-R-

- **Redjdal, C., Titouah, N., & Boukttit, N. E. (2017).** Étude de la composition en acides gras de deux margarines (MATINA et FLEURIAL) fabriquées à Cevital par chromatographie en phase gazeuse.

-S-

- **Saifi, N., Ibijbijen, J., & Echchgadda, G. (2009).** Caractérisation morphologique et identification taxonomique du câprier (*Capparis* spp.) dans les régions de Fès, Taounate et My Idriss Zerhoune. *Recherches sur les plantes aromatiques et médicinales*, 45.
- **Sarah, B. O. U. A. K. K. A. Z., & Ourida, G. U. E. S. M. I. (2019).** *Etude de l'activité antioxydant et antibactérienne des huiles essentielles d'orange* (Doctoral dissertation, Université laarbi tebessi Tébessa).
- **Spickett, C. M. (2013).** The lipid peroxidation product 4-hydroxy-2-nonenal: advances in chemistry and analysis. *Redox biology*, 1(1), 145-152.

-T-

- **Tagnaout, I., Zerkani, H., Mahjoubi, M., Bourakhouadar, M., Alistiqsa, F., Bouzoubaa, A., & Zair, T. (2016).** Phytochemical

Références bibliographiques

study, antibacterial and antioxidant activities of extracts of *Capparis spinosa* L. *International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research*, 8(12), 1993-2006.

-Z-

- **Zidani, S. (2009).** *Valorisation des pelures de tomates séchées en vue de leur incorporation dans la margarine* (Doctoral dissertation, Boumerdès).

Annexes**Annexe I :**

Résultats de taux de solide à différente température

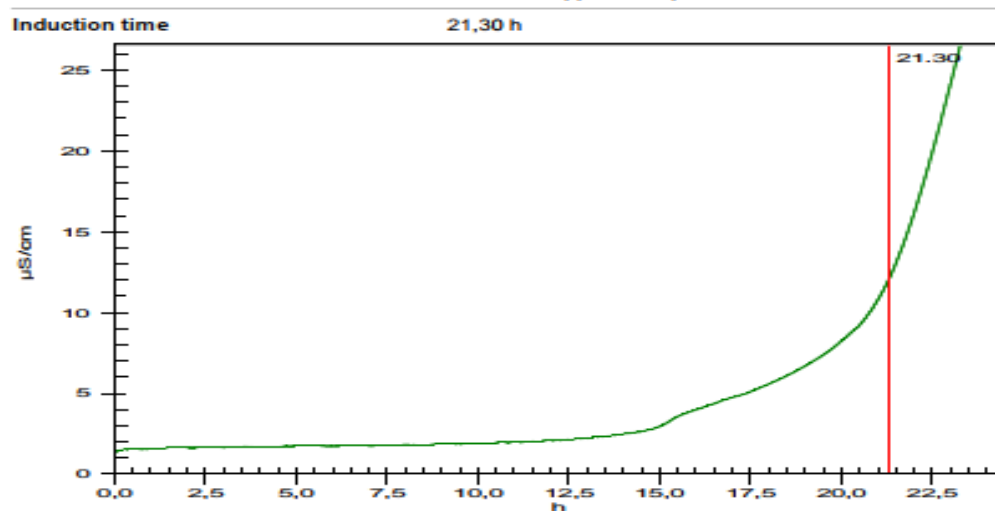
	5°C	10°C	15°C	20°C	250°C	30°C	35°C	40°C
25ppm	38%	32.3%	24.7%	16.3%	11.2%	7.1%	3.9%	2.4%
50ppm	38.3%	31.6%	34.4%	16.5%	11%	7.1%	3.9%	2.2%
75ppm	37.8%	31.4%	24.1%	15.4%	10.3%	6.7%	3.9%	1.9%
100ppm	37%	31.1%	23.5%	15.5%	10.3%	6.2%	3.5%	1.9%

Annexe II :

Le temps d'induction de la margarine a 25ppm de l'extrait de câprier

Unit	1	Serial number	34132	Printing date	19.06.2023 15:49:38
Block	A	Cell constant	1	Determination date	12.06.2023 14:25:01
Channel	1	User	Administrator		

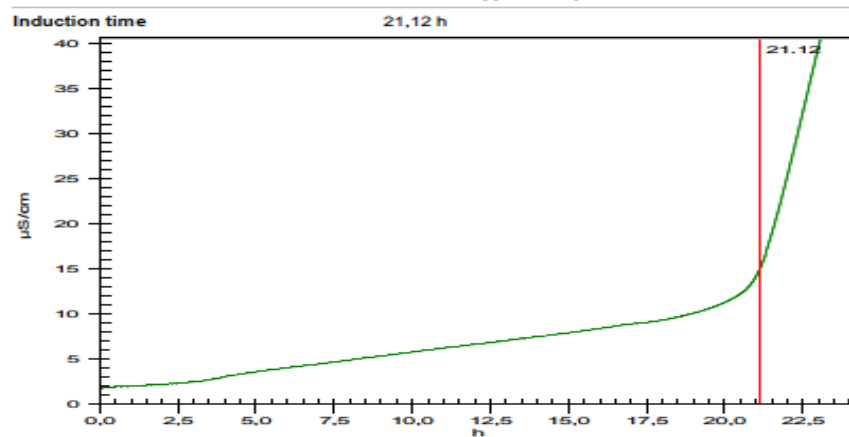
ID 1	ID 2
ECH1	25ppm du caprier



Annexe III:

Le temps d'induction de la margarine à 50 ppm de l'extrait de câprier

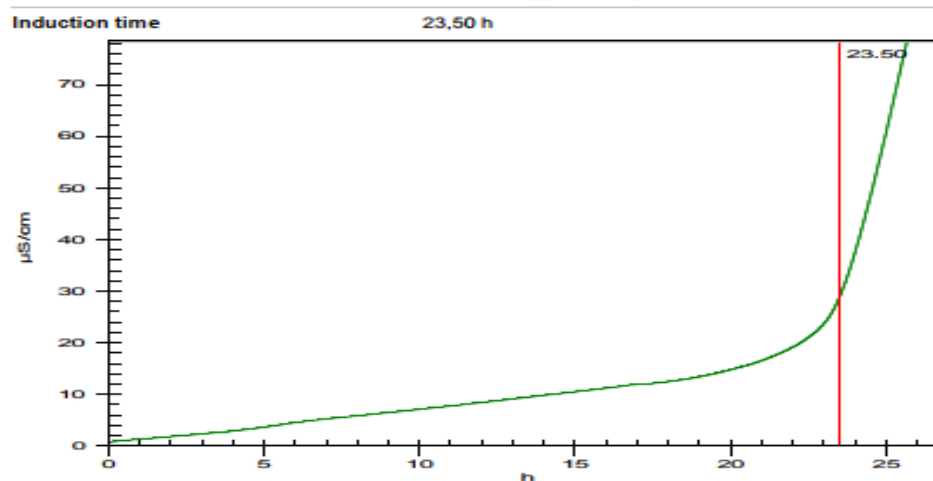
Unit	1	Serial number	34132	Printing date	19.06.2023 15:48:58
Block	A	Cell constant	1	Determination date	12.06.2023 14:25:07
Channel	2	User	Administrator		
ID 1				ID 2	
ECH 2				50ppm du caprier	



Annexe IV:

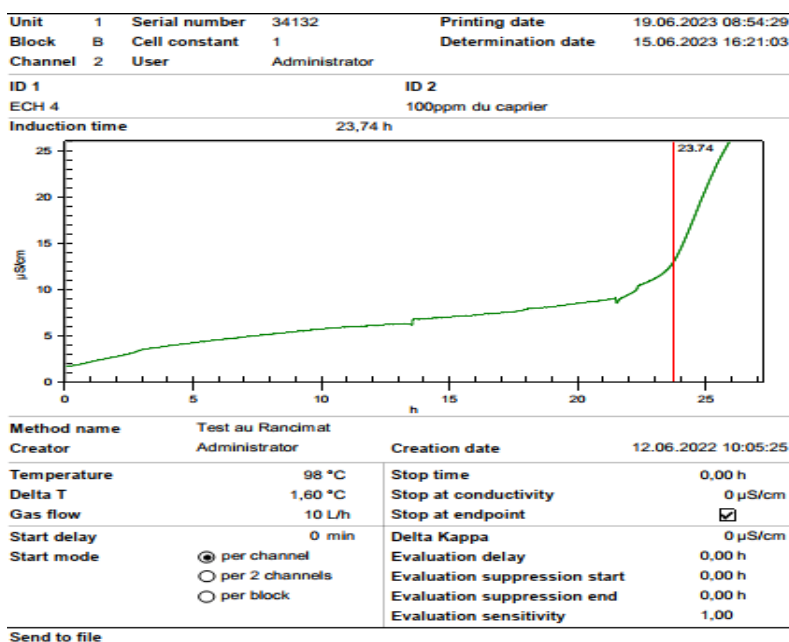
Le temps d'induction de la margarine à 75ppm de l'extrait de câprier

Unit	1	Serial number	34132	Printing date	19.06.2023 15:48:26
Block	A	Cell constant	1	Determination date	12.06.2023 14:25:11
Channel	3	User	Administrator		
ID 1				ID 2	
ECH3				75ppm du caprier	



Annexe V:

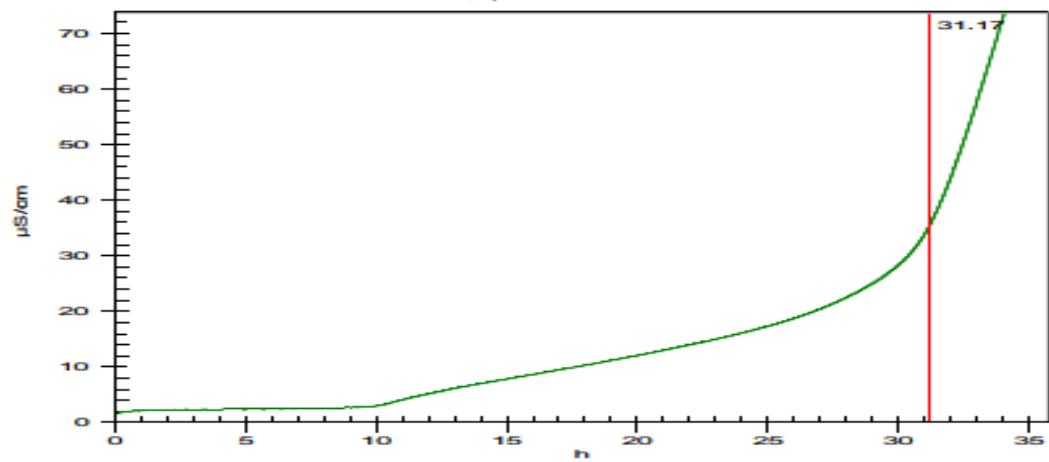
Le temps d'induction de la margarine à 100 ppm de l'extrait de câprier



Annexe VI:

Le temps d'induction de la margarine témoin à 100ppm

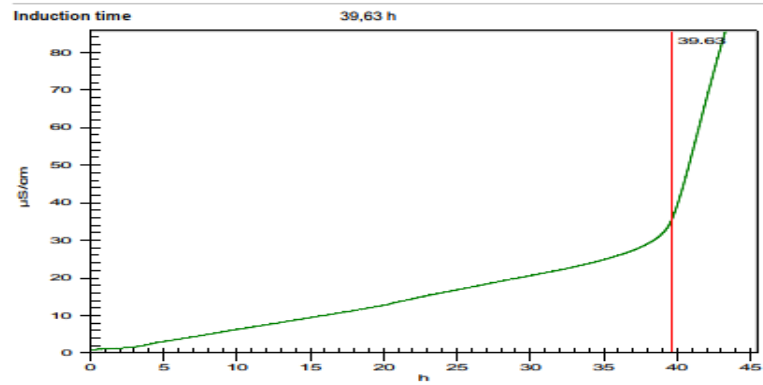
Unit	1	Serial number	34132	Printing date	19.06.2023 15:51:49
Block	B	Cell constant	1	Determination date	11.05.2023 16:15:27
Channel	1	User	Administrator		
ID 1		ID 2			
Sample 10		MTBHQ 100			
Induction time	31,17 h				



Annexe VII:

Le temps d'induction de la margarine témoin à 200ppm

Unit	1	Serial number	34132	Printing date	19.06.2023 15:52:19
Block	A	Cell constant	1	Determination date	11.04.2023 12:37:37
Channel	2	User	Administrator		
ID 1		ID 2			
Sample 11		MTBHQ200			



Résumé :

Cette étude visait à valoriser les métabolites secondaires du câprier en effectuant un criblage phytochimique et à évaluer leur potentiel antioxydant pour les lipides dans une matrice alimentaire. Les composés phytochimiques ont été extraits par macération, et l'activité antioxydante a été mesurée en utilisant la méthode du DPPH. L'expérience de formulation de margarine consistait à remplacer les additifs de synthèse par des composés phénoliques du câprier. L'évaluation comprenait des analyses physico-chimiques pour étudier les propriétés de la margarine enrichie, ainsi que des tests de stabilité oxydative pour évaluer sa résistance à l'oxydation. Les résultats de l'étude ont confirmé une corrélation significative entre l'absorbance et la concentration des flavonoïdes et des phénols extraits du câprier. De plus, l'activité antioxydante est mesurée par le pourcentage d'inhibition du radical libre augmentée proportionnellement à la concentration croissante de flavonoïdes et de phénol. Les propriétés physico-chimiques des margarines étaient en conformité avec les normes établies par l'entreprise.

Mots clés : criblage phytochimique, câprier, activité antioxydantes, stabilité oxydative

Abstract:

This study aimed to enhance the secondary metabolites of the catering by performing phytochemical and assessing their antioxidant potential for lipids in a food matrix. The phytochemical compounds were extracted by maceration, and the antioxidant activity was measured using the DPPH method. Margarine formulation experience was to replace synthetic additives with phenolic compounds of the catering. The evaluation included physico-chemical analyzes to study the properties of enriched margarine, as well as oxidative stability tests to assess its resistance to oxidation. The results of the study confirmed a significant correlation between the absorbance and the concentration of flavonoids and phenols extracted from the catering. In addition, antioxidant activity is measured by the percentage of inhibition of the free radical increased in proportion to the growing concentration of flavonoids and phenol.

Key words: phytochemical screening, caper plant, antioxidant activity, oxidative stability

ملخص

هدنت هذه الدراسة إلى تنمية المسؤلات الثابوة للعب عن طريق إجراء فحص كيميائي نباتي وتقييم إمكانات مضادات الأفسدة الخاصة بها للدهون في مصفونة الغذاء. تم استخراج المواد الكيميائية النباتية عن طريق الرزوع ، وتم قياس نشاط مضادات الأفسدة اشميت تجربة صياغة المارجرين على استبدال المضادات الصطناعية بمركبات نيولوية من نبات القبر. وشمل. باستخدام طريقة التقييم تحلوات نيولوية كيميائية لدراسة خصائص المارجرين المدعم وكذلك اختبارات النبات الأفسدي لتقييم مقاومته للأفسدة. أكدت نتائج الدراسة وجود علاقة معزولة بين المتصاصية وتركيز مركبات الفانورويد والنيولوات المدخرجة من شجيرة القبر. بالإضافة إلى ذلك ، يتم قياس نشاط مضادات الأفسدة من خلال النسبة المئوية لتثبط الجذور الحرة المتزايدة بما يتناسب مع زيادة تركيز إنالفورويد والنيول

الكلمات الرئيسية: الفحص الكيميائي النباتي ، تقييم الطعم ، نشاط مضادات الأفسدة ، الاستقرار المؤسسد