

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

Faculté des Sciences et de la Nature et de la Vie
Département de Sciences Alimentaires
Filière : Sciences Alimentaires
Option : Sciences des Corps Gras



Réf :.....

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

MASTER

Thème

Amélioration de la thermo-résistance de l'huile
de soja avec des antioxydants naturels

Présenté par :
Merzouk Lydia

Soutenu le : **Septembre 2022**

Devant le jury composé de :

Mme Tamendjari-Mettouchi S.	MCA	President
Mr Bachir Bey M.	MCA	Encadreur
Mme Bouarroudj K.	MCB	Examinatrice

Année universitaire : 2021 / 2022

Remerciements

Je tiens à exprimer toute ma reconnaissance à mon promoteur de mémoire, **Mr Bachir-bey M.** Je le remercie de m'avoir encadré, orienté, aidé et conseillé.

Je remercie également les membres de jury : la Présidente Mme **Tamendjari-Mettouchi S.** Et l'Examinatrice Mme **Bouarroudj K** d'avoir accepté de juger et d'examiner mon travail.

J'adresse mes sincères remerciements à tous les professeurs de ma formation et toutes les personnes qui par leurs paroles, leurs écrits, leurs conseils et leurs critiques ont guidé mes réflexions et ont accepté de me rencontrer et de répondre à mes questions durant mes recherches.

Mes remerciements s'adressent aussi à tous mes enseignants rencontrés tout au long de mon parcours universitaire.

Dédicace

Je dédie ce modeste travail :

*Aux deux êtres qui me sont les plus chers au monde, mon père
Mohamed Zindine et ma mère **Tlidja** à qui je dois le mérite d'être
arrivée là, qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde gratitude et
mon affection.*

*A mon très cher frère : **Aksel***

*A mes très chères sœurs : **Sara, Dina et Mina***

*A tous mes amis : **Mina, Youcef, Dida, Nassim, Enzo...***

A tous les étudiants de la promotion SCG 2021/2022.

Lydia

Table des matières

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction 1

Partie théorique

Chapitre 1 : L'huile de soja

1	Définition	3
2	Composition de l'huile de soja	4
2.1	Acides gras	4
2.2	Autres constituants.....	4
2.2.1	Phospholipides	4
2.2.2	Pigments	4
2.2.3	Insaponifiables	5
3	Raffinage de l'huile de soja.....	5
3.1	Définition du raffinage.....	5
3.2	Procédés du raffinage.....	5
3.2.1	Raffinage chimique et physique.....	5
3.2.2	Dégommage enzymatique	6
3.3	Etapas du raffinage chimique	6
3.3.1	Dégommage	6
3.3.2	Neutralisation	6
3.3.3	Lavage et séchage	6
3.3.4	Décoloration.....	6
3.3.5	Décirage	6
3.3.6	Désodorisation	7

Chapitre 2 : L'oxydation des lipides et les antioxydants

1	Radical libre	8
2	Oxydation des lipides.	8
2.1	L'auto-oxydation.....	8
2.2	Photo-oxydation.....	9
2.3	Les facteurs affectant l'oxydation des lipides.....	10

2.3.1	Influence de la température et de la concentration en oxygène.....	10
2.3.2	Effet de la lumière	10
2.3.3	Effet des métaux.....	11
2.3.4	Effet des enzymes	11
3	Antioxydants	11
3.1	Classe d'antioxydants	12
3.1.1	Antioxydants primaires	12
3.1.2	Antioxydants secondaires	12
3.1.3	Antioxydants naturels.....	12
3.1.3.1	Composés phénoliques.....	12
3.1.3.2	Tocophérols	15
3.1.3.3	Caroténoïdes	16
3.1.4	Antioxydants synthétiques.....	16

Chapitre 3 : Le laurier

1	Description du laurier	18
2	Utilisation.....	18
3	Classification.....	19
4	Composants chimiques du laurier	20
5	Valeurs nutritionnelles du laurier.....	20
6	Activité antioxydante de l'extrait de laurier	21
7	Composés phénoliques du laurier	22

Partie pratique

Etude expérimentale ; Méthode et matériels

1	Échantillons.....	23
1.1	Matériel végétal	23
1.2	Huile de soja.....	23
2	Extraction des composés bioactifs de feuilles de laurier	24
3	Enrichissement de l'huile de Soja	24
4	Traitement thermique de l'huile de soja.....	24
5	Mesure des paramètres de qualité de l'huile	25
5.1	Acidité	25
5.2	Indice de peroxyde.....	25
5.3	Indice d'iode.....	26

5.4	Extinction spécifique dans l'ultraviolet (UV)	27
5.5	Extraction des composés phénoliques des huiles	28
5.5.1	Dosage des composés phénoliques	28
5.5.2	Activités antioxydantes des huiles et de l'extrait phénolique	29

Résultats et discussion

1	Paramètres physicochimiques des huiles	30
1.1	Acidité	30
1.2	Indice de peroxyde.....	31
1.3	Indice d'iode	33
1.4	Extinction spécifique dans l'ultraviolet	34
2	Teneurs en composés phénoliques et activité antioxydante	36
2.1	Teneur en composés phénoliques des huiles.....	36
2.2	Activités antioxydantes des huiles et de l'extrait phénolique	36
	Conclusion	39

Référence bibliographiques

Liste des figures

Figure 1 : Photo d'une gousse et graines de Soja	3
Figure 2 : Photographies de l'huile de soja A) Huile de soja brute, B) Huile de soja brute filtrée, C) Huile de soja raffinée.....	3
Figure 3 : Etapes de raffinage par voie chimique et composés éliminés.....	7
Figure 4 : Structure chimique d'acides hydroxybenzoïques C1-C6 (A) et d'acide hydrocinnamique C3-C6 (B)	13
Figure 5 : Structure de base des flavonoïdes.....	14
Figure 6 : Structure moléculaire de l' α -tocophérol.	16
Figure 7 : Structure chimique de β -carotène, lycopène.	16
Figure 8 : Structure chimique de BHA, BHT, TBHQ	17
Figure 9 : Feuilles de <i>Laurus nobilis</i> L.	18
Figure 10 : Photographies de l'échantillon de <i>Laurus nobilis</i> : (A) branche verte, (B) feuilles séchées, (C) poudre tamisée.....	23
Figure 11 : Effet du temps de traitement thermique et de la concentration de l'extrait des feuilles de laurier sur l'acidité de l'huile de soja.	30
Figure 12 : Effet du temps de traitement thermique et de la concentration de l'extrait des feuilles de laurier sur l'indice de peroxyde de l'huile de soja.	32
Figure 13 : Effet du temps de traitement thermique et de la concentration de l'extrait des feuilles de laurier sur l'indice d'iode de l'huile de soja.	34
Figure 14 : Effet du temps de traitement thermique et de la concentration de l'extrait des feuilles de laurier sur l'extinction spécifique dans les UV à 232nm (a) et à 270nm (b) de l'huile de soja.	35
Figure 15 : Teneur en composés phénoliques des huiles.....	37
Figure 16 : Activités antioxydantes des huiles et des extraits phénoliques des huiles.	37

Liste des tableaux

Tableau 1 : Composition de l'huile de soja en acide gras.	4
Tableau 2 : Principales classes des flavonoïdes avec ces structures.....	15
Tableau 3 : classification botanique du <i>Laurus nobilis</i> L.....	19
Tableau 4 : Valeurs nutritionnelles pour 100g de laurier	21
Tableau 5 : Teneurs des composés phénoliques de <i>Laurus nobilis</i> L.	22

INTRODUCTION

Introduction

La qualité et la stabilité des huiles comestibles influencent leur acceptabilité et leur aptitude à la consommation. L'huile de soja parmi ces huiles contient une composition importante en acide gras polyinsaturé et monoinsaturé, elle assure des fonctions technologiques, en particulier comme moyens de transfert de chaleur en cuisson (exemple des huiles de friture) (Chung et al., 2004; Cuvelier et Maillard, 2012). Elle présente aussi une utilisation limitée dans sa forme par rapport à sa teneur élevée en acides gras polyinsaturés qui la rend sensible à l'oxydation (Steenson et Min, 2000). Pour cette raison, des antioxydants synthétiques tels que l'hydroxytoluènebutylé (BHT) et l'hydroxyanisolebutylé (BHA) et la vitamine E sont largement utilisés dans l'industrie alimentaire comme inhibiteurs potentiels de l'oxydation des lipides, ces substances présentent de nombreux inconvénients sur le plan économique, santé et environnemental (Scherer et Godoy, 2009).

L'ampleur de ce problème a fait que des antioxydants naturels deviennent de plus en plus recommandés pour remplacer les antioxydants synthétiques. Dans cette démarche, la stabilisation des huiles végétales (Gertz et al., 2000), dont l'oxydation mène à la réduction de la qualité des huiles et des aliments frits, a fait l'objet de nombreuses recherches ayant opté pour l'utilisation des antioxydants naturels à pouvoir antioxydant remarquable (Warner, 2002).

Les plantes sont les principales sources de composés phénoliques, ces derniers influencent également de manière significative la qualité sensorielle et nutritionnelle des aliments dérivés de sources végétales. Par exemple, les polyphénols des légumes et des fruits contribuent aux propriétés sensorielles des produits alimentaires, en leur conférant des attributs de couleur, de saveur et d'arôme. En outre, les composés phénoliques ont suscité l'intérêt de nombreux chercheurs en raison de leurs propriétés nutritionnelles attractives sur la santé humaine, principalement en réduisant le risque de maladies chroniques telles que le cancer et les maladies cardiovasculaires (Wu et al., 2019).

Par conséquent, plusieurs études et recherches ont été menées ces dernières années sur l'enrichissement des huiles avec des sources de substitues naturels provenant d'espèces végétales qui possèdent des propriétés antioxydantes (Nour et al., 2018).

Le but de ce travail est d'extraire des composés phénoliques à partir des feuilles de laurier pour l'incorporer dans l'huile de table de soja, afin d'étudier son effet sur la stabilité oxydative et son activité antioxydante.

Cette étude est subdivisée en deux parties :

- La partie théorique, traitant les généralités sur l'huile de soja, le laurier et l'amélioration de la qualité des huiles de table.
- Quant à la partie expérimentale, elle est consacrée à la partie matériel et méthodes suivie par les résultats et discussions.

CHAPITRE 1

Huile de Soja

CHAPITRE 1 : L'huile de soja

1 Définition

L'huile de soja brute est dérivée du soja (Figure 1), elle n'est pas comestible et nécessite un raffinage. L'huile brute est définie en termes d'humidité, impuretés, teneur en phosphatides et acides gras libres (Platon, 1988). L'huile de soja est liquide et jaune plus ou moins foncée, selon la nature de la graine et le processus d'extraction. Fraîche, la graine a une saveur d'haricot assez prononcée qui s'estompe, riche en acides gras polyinsaturés, en particulier l'acide gras essentiel alpha-linolénique (Cossut et al., 2002).



Figure 1 : Photo d'une gousse et graines de Soja (Gazzoni, 2016)



Figure 2 : Photographies de l'huile de soja ; **A)** Huile de soja brute, **B)** Huile de soja brute filtrée, **C)** Huile de soja raffinée (Anonyme1).

2 Composition de l'huile de soja

2.1 Acides gras

L'huile de soja contient des triglycérides avec au moins deux doubles liaisons dans la chaîne carbonée, elle contient 12 à 15 % d'acides gras saturés (principalement de l'acide palmitique) et 85 à 88 % d'acides gras insaturés (linoléique et linoléique). Ces acides gras insaturés sont facilement oxydés, ce qui entraîne un mauvais goût et une durée de conservation de l'huile raccourcie (Chen B et al., 2016), La composition en acides gras de l'huile de soja est représentée dans le tableau I ci-après :

Tableau I : Composition de l'huile de soja en acide gras (Jensen et al., 2000).

Type d'acide gras	Pourcentage %
Acide palmitique (C16 : 0)	14,69
Acide stéarique (C18 : 0)	5,40
Acide oléique (C18 : 1)	26,80
Acide linoléique (C18 : 2)	44,40
Acide linoléique (C18 : 3)	8
Acide arachidique (C20 : 0)	0,35
Acide béhénique (C22 : 0)	0,33

2.2 Autres constituants

2.2.1 Phospholipides

Ils ont une structure chimique unique qui contient à la fois des groupes lipophiles et hydrophiles. Les phospholipides dans les huiles comprennent la phosphatidylcholine (PC) (39 %), la phosphatidyléthanolamine (PE), la phosphatidylsérine (PS) (32%) et le phosphatidylinositol (PI) (18%) (Liu et Ma, 2011) tandis que la proportion dans l'huile brute de soja est de 2 à 5% de phospholipides (Chen et al, 2011; Matthäus, 2012).

2.2.2 Pigments

L'intensité de la couleur des huiles en vrac dépend principalement de la présence de pigments tels que les caroténoïdes et la chlorophylle. Les huiles végétales avec l'indice de couleur le plus bas sont considérées comme plus adaptées à un usage alimentaire et industriel (Chen et al., 2011).

2.2.3 Insaponifiables

La fraction insaponifiable de l'huile de soja est de 1,6 % dans l'huile brute et de seulement 0,6 à 0,7 % dans l'huile raffinée. Ils comprennent des niveaux (250 à 418 mg/100 g) de stérols, d'hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAP) et d'hydrocarbures (tels que les alcanes, les alcènes et le squalène) (Pouzet, 1992), cette fraction est composée essentiellement aussi de phytostérols (Verleyen et al., 2002) et de tocophérols qui appartiennent à la famille de la vitamine E (60-337 mg/100g) (COI, 2005)

3 Raffinage de l'huile de soja

3.1 Définition du raffinage

Le raffinage est une opération destinée à éliminer les impuretés (pigments, pesticides, etc.) présentes dans les huiles alimentaires afin de leur donner un goût discret et de bien les conserver (Cossut et al., 2002).

Le raffinage a pour objectif :

- L'élimination des produits d'oxydation et de décomposition ;
- La modification de la structure des triglycérides nécessaires ;
- Réduire le niveau de la couleur ;
- Préserver le contenu en vitamines ;
- Minimiser les pertes en triglycérides ;
- Protection des triglycérides de la dégradation au cours du processus (François, 1974).

3.2 Procédés du raffinage

3.2.1 Raffinage chimique et physique

Il existe deux types de raffinage : chimique et "physique", plus connu sous le nom de "distillation neutralisante". Le raffinage chimique élimine les acides gras libres par une étape de neutralisation de la soude ; la distillation de neutralisation élimine ces composés indésirables par distillation sous vide poussé avec injection de vapeur (désacidification) (Pages et al., 2010).

3.2.2 Dégommage enzymatique

La dernière étape de raffinage des huiles végétales est le dégomme enzymatique. D'autre part, il y a le procédé (EnzyMax de Lurgi), qui a été développé pour l'élimination spécifique des phospholipides non hydratés. L'huile est hydrolysée en lysophospholipides à l'aide d'enzymes catalytiques de phospholipides (Buchold, 1993).

3.3 Etapes du raffinage chimique

3.3.1 Dégommage

Cette opération, qui consiste en l'ajout d'acide et/ou d'eau aux huiles brutes, permet d'éliminer les 0,2 à 1,8 % de phospholipides qu'elles contiennent. Seuls environ 3 % d'eau sont ajoutés à l'huile brute de soja. Après malaxage, centrifugation et séchage des gommages formés, la lécithine est récupérée afin d'être valorisée (Régis et al., 2016).

3.3.2 Neutralisation

Les acides gras libres, présents dans l'huile entre 0,3% et 5%, sont extraits lors de la neutralisation. Cette étape du procédé consiste à ajouter au mélange issu du dégomme une solution de soude dont la concentration dépend de l'acidité de l'huile. Après mélange et centrifugation, la pâte neutralisée obtenue est lavée plusieurs fois à l'eau puis séchée sous vide (Régis et al., 2016).

3.3.3 Lavage et séchage

Un ou deux lavages à l'eau chaude élimineront presque toutes les traces résiduelles de savon. Puis l'huile est séchée par pulvérisation sous vide à environ 90°C (Cossut et al., 2002).

3.3.4 Décoloration

Dans un décolorateur contenant de l'huile à 90–110 °C sont introduits de 0,2 à 2 % d'agents d'adsorption tels que les terres décolorantes. Après une mise en contact de 30 min sous agitation et sous vide poussé, l'huile est refroidie puis filtrée afin d'en extraire les pigments encore présents (Régis et al., 2016).

3.3.5 Décirage

Cette opération de purification complémentaire a pour but d'éliminer les cires naturelles, solubles à 40°C, mais très peu solubles à température ambiante. La présence

de ces cires se traduit par des défauts d'aspect divers (trouble, dépôt, flocons) qui nuisent à la présentation du produit. Un refroidissement de l'huile aux environs de 5°C est nécessaire pour assurer la cristallisation complète des cires qui seront séparées de l'huile par centrifugation et filtration (Cossut et al., 2002).

3.3.6 Désodorisation

Les composés volatils contenus dans l'huile sont enlevés par entraînement à la vapeur d'eau sous vide très poussé à 180–240 °C (Régis et al., 2016). Dans la figure 3 suivante, un diagramme résumant les étapes du raffinage chimique des huiles végétales brutes.

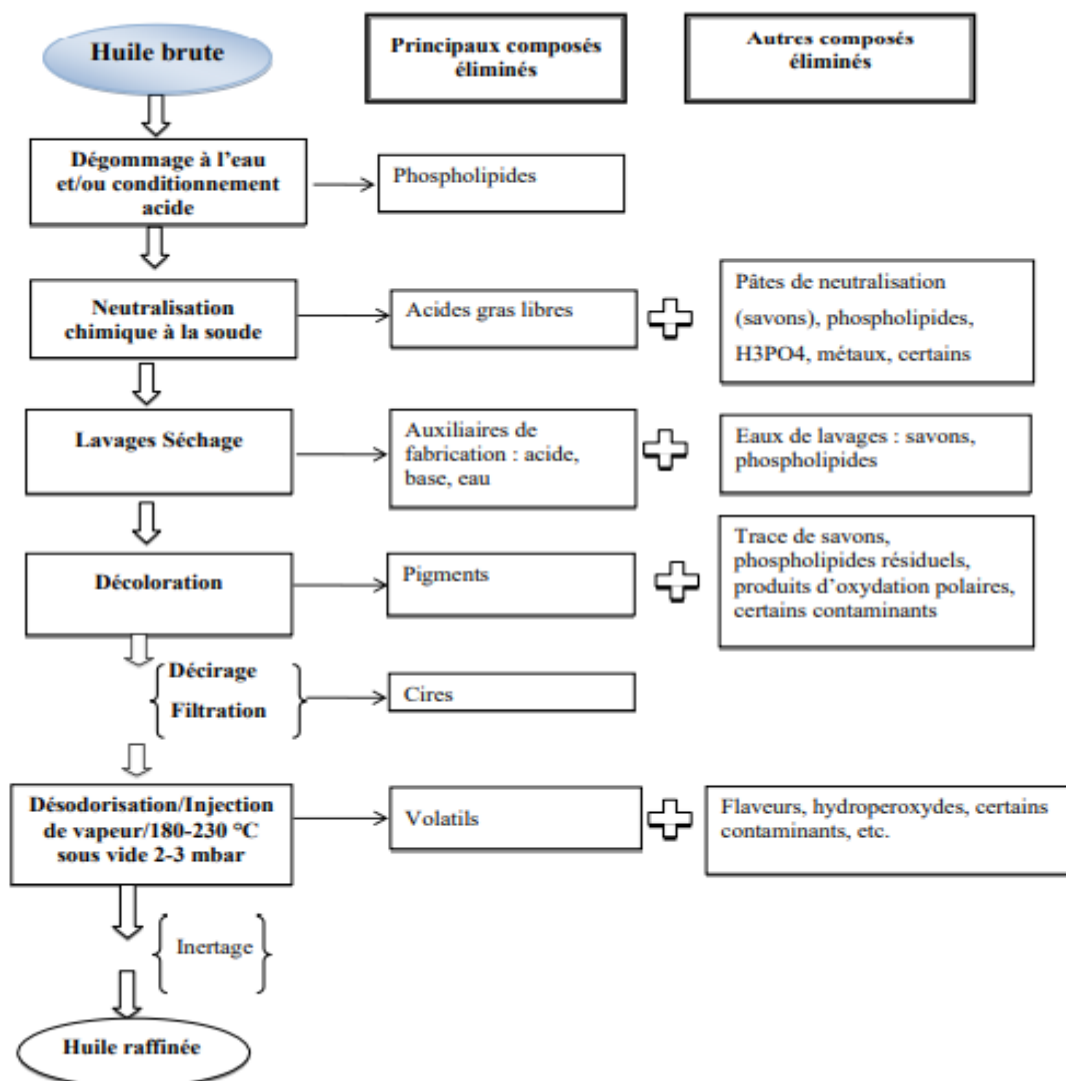


Figure 3 : Procédé de raffinage par voie chimique et composés éliminés (Pages et al., 2010).

CHAPITRE 2

Oxydation des lipides et antioxydants

CHAPITRE 2 : Oxydation des lipides et antioxydants

Il est nécessaire de rappeler que la principale altération qui touche la qualité des huiles végétales est l'oxydation des acides gras insaturés qu'elles renferment. Le risque d'oxydation augmente avec le nombre d'insaturations (Adrian et al., 1998).

1 Radical libre

Un radical libre est une espèce chimique, molécule, morceau de molécule ou simple atome, capable d'avoir une existence indépendante (libre) en contenant un ou plusieurs électrons célibataires (électron non apparié sur une orbitale). Cela lui confère une grande réactivité, donc une demi-vie très courte. En effet, ce radical libre aura toujours tendance à remplir son orbitale en captant un électron pour devenir plus stable : il va donc se réduire en oxydant un autre composé (Système redox). La réactivité chimique des radicaux libres de l'oxygène est variable selon la molécule considérée, mais ce sont, pour la plupart, de puissants oxydants (Goudable et Favier, 1997).

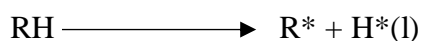
2 Oxydation des lipides.

2.1 L'auto-oxydation.

L'auto-oxydation des lipides est une réaction principalement réalisée par un mécanisme auto catalytique des radicaux libres, généralement représentée comme une combinaison de trois phases distinctes : initiation, propagation et terminaison (Tomović et al., 2017).

➤ Initiation

Dans le stade d'initiation d'oxydation des lipides, l'interaction entre les acides gras insaturés (RH) et la molécule d'oxygène n'est pas une réaction spontanée, pour cela avant la réaction, l'oxygène doit être activé par une source d'énergie (température ou lumière) et/ou par la présence des composés catalytiques entraînent la formation d'une espèce réactive d'oxygène (R*) sous forme de peroxyde d'hydrogène (H₂O₂), anion superoxyde (O₂⁻) ou radical hydroxyle (OH°) avec libération d'une molécule d'hydrogène (Shahidi F. et Zhong, 2010; Dominguez et al., 2019), comme le montre la réaction (1)

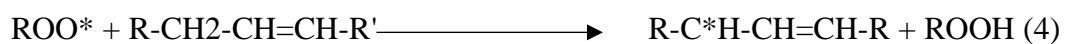


➤ Propagation

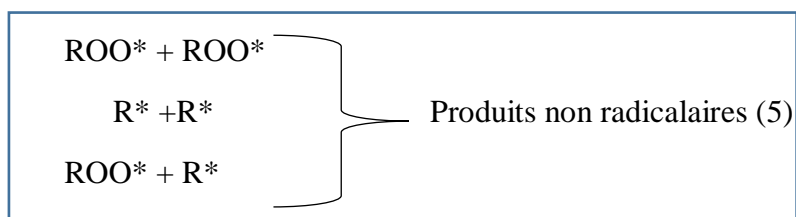
La phase de propagation de l'oxydation se traduit par des interactions lipide-lipide qui entraînent un grossissement de formation des radicaux. Le radical alkyl produit lors de la phase d'initiation, réagit avec l'oxygène moléculaire pour former le radical peroxy (ROO^*) (couplage radicalaire avec l'oxygène). Ce processus se traduit par hydroperoxyde (ROOH) et un radical alkyl (Shahidi F. et Zhong, 2010; Tomović et al., 2017). Comme le montre les réactions (2) et (3).



La susceptibilité des acides gras à l'oxydation dépend de la disponibilité de leur hydrogène pour réagir avec les radicaux peroxy (ROO^*) (Frankel, 1998) (4).



La structure des radicaux libres est stabilisée par résonance. La molécule d'oxygène réagit sur les carbones à l'extrémité du système allylique pour produire des isomères hydroperoxydes qui sont les produits primaires de l'oxydation. Finalement les radicaux libres dans le milieu réagissent entre eux et forment des produits non radicalaires, c'est la réaction de terminaison (5).



Globalement, ce processus conduit à des hydrocarbures, des aldéhydes, des cétones, des acides, des esters, des peracides, des peroxydes, mais aussi à des produits de polymérisation (Sinnhuber, 1962).

2.2 Photo-oxydation

C'est un autre mécanisme d'initiation de l'oxydation lipidique et une voie alternative pour la formation des hydroperoxydes en présence des sensibilisateurs comme l'hémoglobine ou la myoglobine et la lumière (Dominguez et al., 2019).

2.3 Les facteurs affectant l'oxydation des lipides.

L'oxydation des lipides est une réaction lente, particulièrement à basse température. La phase d'initiation de l'oxydation des lipides peut être déclenchée par plusieurs facteurs tels que l'oxygène activé, les enzymes, la température, la lumière ou les traces de métaux (Brimberg et Kamal-Eildin, 2003; Andreo et al., 2003; Marc et al., 2004).

2.3.1 Influence de la température et de la concentration en oxygène.

Durant la réaction d'oxydation, une grande interaction existe entre la température et la concentration d'oxygène. Ainsi il est assez difficile d'évaluer l'effet de ces facteurs individuellement. La solubilité de l'oxygène est très élevée à température ambiante ou à basse température (Andreo et al., 2003). Pendant la phase de propagation, l'oxygène réagit rapidement avec les radicaux alkyl R^* pour générer les hydroperoxydes ROOH (Valesco et Dobarganes, 2002).

La cinétique de formation du ROOH est largement élevée par rapport à leur décomposition. Par contre, lorsque la température augmente, la solubilité de l'oxygène diminue considérablement (Andreo et al., 2003). La réaction d'initiation devient plus importante et la concentration des radicaux libres R^* augmente. Ceci entraîne la formation des polymères, une réaction faisant intervenir les radicaux alkyl R^* et les radicaux alkoxyde RO^* (Valesco et Dobarganes, 2002).

2.3.2 Effet de la lumière

La lumière (les ultraviolets) joue le rôle d'accélérateur des cinétiques des réactions d'oxydation, les mécanismes chimiques restent les mêmes. Elle intervient dans la photooxydation qui constitue une voie importante de production d'hydroperoxydes en présence d'oxygène, d'énergie lumineuse et de photosensibilisateurs tels que les hémoprotéines ou la riboflavine (Hultin, 1992). Les photosensibilisateurs absorbent l'énergie lumineuse et passent à l'état triplet excité (Hultin, 1994). Les photosensibilisateurs interviennent dans l'oxydation des lipides selon deux types de mécanismes (Frankel, 1998).

Les photosensibilisateurs de type I, tel que la riboflavine, agissent comme les radicaux libres initiateurs. Dans leur état triplet, ils arrachent un atome d'hydrogène ou un électron aux molécules lipidiques pour former un radical capable de réagir avec l'oxygène.

Selon le second mécanisme, les molécules photosensibles de type II, telles que la chlorophylle et l'érythrosine, réagissent dans leur état excité avec l'oxygène triplet auquel elles transfèrent leur énergie pour donner de l'oxygène singulet. L'oxygène singulet ainsi formé est très électrophile et peut réagir directement sur un acide gras insaturé (RH) formant ainsi un hydroperoxyde ROOH. Par la suite interviennent les réactions radicalaires en chaîne de l'auto-oxydation (Frankel, 1998).

2.3.3 Effet des métaux

Les métaux de transition jouent un rôle important dans la génération des radicaux libres de l'oxygène, ils sont les premiers activateurs des molécules d'oxygène (Love, 1980). L'initiation de l'oxydation lipidique par les métaux peut se faire par transfert d'électron ou par formation de complexe de transition ou de complexe avec le peroxyde d'hydrogène qui catalyse l'auto-oxydation et la décomposition par la réaction redox. Les traces de métaux pro-oxydants (fer et cuivre sous forme libre) augmentent les cinétiques de formation des radicaux et de décomposition des hydroperoxydes pour des teneurs faibles (Frankel, 1998).

2.3.4 Effet des enzymes

Le principal enzyme impliqué dans l'oxydation enzymatique est lipooxygénase, qui joue un rôle important dans le développement de l'oxydation. C'est bien connu que l'oxydation lipidique enzymatique présente une phase de latence initiale qui est inversement proportionnelle à la concentration de lipooxygénase (Dominguez et al., 2019).

3 Antioxydants

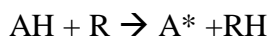
Les antioxydants sont des substances naturelles ou synthétiques qui aident à prévenir ou retarder les dommages des cellules oxydatives causés par des oxydants. Les antioxydants peuvent être largement définis comme des substances qui, si présentes à des faibles concentrations comparées par rapport à celle des substrats oxydables, retardent ou inhibent considérablement l'oxydation de ces substrats (Tomović et al., 2017).

3.1 Classe d'antioxydants

En fonction de leur mode d'action et de leur origine, les antioxydants sont classés en 4 groupes :

3.1.1 Antioxydants primaires

Les antioxydants primaires (AH) appelés aussi antiradicalaire ou briseur de chaîne, agissent directement avec les radicaux lipidiques (RH) et les convertir en produits relativement stables, tels que représentés dans la réaction suivante :



La molécule AH est un antioxydant si le radical formé A* est plus stable. La stabilité du radical A* peut s'expliquer par sa conversion en composés non radicalaire (A-R) (Rolland, 2004; Tomović et al., 2017).

3.1.2 Antioxydants secondaires

Les antioxydants secondaires ou préventifs agissent sur les facteurs favorisant l'oxydation : Ils chélatent des ions métalliques (acide citrique et certains composés phénoliques), ils réduisent l'oxygène (acide ascorbique). La présence ou l'ajoute d'antioxydant se marque par un effet retardant ou un ralentissement dans l'apparition de l'oxydation, cet effet étant fonction de la nature de l'antioxydant et de sa concentration (Rolland, 2004).

3.1.3 Antioxydants naturels

Les antioxydants naturels sont reconnus comme un élément important d'une alimentation saine, ils peuvent être soit sous la forme d'un extrait pur, d'un mélange de composants actifs, ou bien d'une poudre des graines, feuilles, etc. Ces antioxydants sont produits dans les cellules vivantes pour maintenir un équilibre délicat d'oxydation-réduction dans le processus de métabolisme des nutriments et de la fonction immunitaire. Ils sont subdivisés en trois grands groupes tels que les polyphénols, les vitamines et les caroténoïdes (Nemzer et al., 2019).

3.1.3.1 Composés phénoliques

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires des végétaux que l'on trouve naturellement dans toutes les plantes, ils sont considérés comme une partie intégrante des régimes humains et animaux, ils représentent le plus important groupe

d'antioxydants naturels. Ces composés montrent une grande diversité de structure à partir de molécules simples (acide férulique, vanilline, acide gallique et caféique) qui pourrait exercer plusieurs activités biologiques, notamment des propriétés antioxydantes, antiallergiques, anti-inflammatoire, antidiabétiques et même antitumoraux. La plupart des composés phénoliques communs dans les plantes peuvent être classés en acides phénoliques, les flavonoïdes et les tannins (Huyut et al., 2017).

➤ Acides phénoliques

Les acides phénoliques sont une classe majeure des composés phénoliques largement répandus dans le règne végétal, contenant la fonction hydroxyle située sur l'anneau de benzène aromatique avec un ou plusieurs groupes acides carboxylique. Les acides phénoliques peuvent être divisés en deux classes principales (Hung et al., 2010);

- Les acides hydroxybenzoïques (figure A) (par exemple, acide gallique, acide vanillique, acide proto-catéchétique et acide p-hydroxybenzoïque).
- Les acides hydrocinnamiques (figure B) (par exemple acide férulique, l'acide caféique, acide sinapique et p-coumarique).

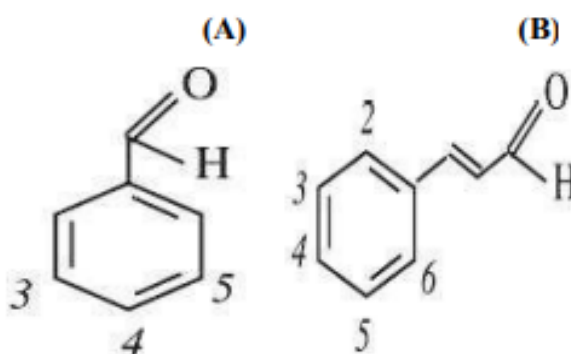


Figure 4: Structure chimique d'acides hydroxybenzoïques C1-C6 (A) et d'acide hydrocinnamique C3-C6 (B) (Lombardo et al., 2018).

L'activité antioxydante des acides phénoliques et leurs esters dépendent du nombre de fonctions d'hydroxyle dans la molécule, qui seraient renforcées par une entrave stérique. Les acides cinnamiques hydroxylés se sont révélés plus efficaces que leurs homologues de l'acide benzoïque (Shahidi et al., 1992).

➤ Flavonoïdes

Les flavonoïdes sont une grande famille polyphénolique dérivés des métabolites secondaires, qui constituent des pigments responsables des colorations jaune, orange et rouge de différents organes végétaux et donnent la saveur aux fruits et légumes. Ces composés généralement comprennent 15 atomes de carbone, leur squelette (figure 5) contient deux cycles benzène aromatique A et C chimiquement liés par l'intermédiaire d'un noyau pyranne hétérocyclique.

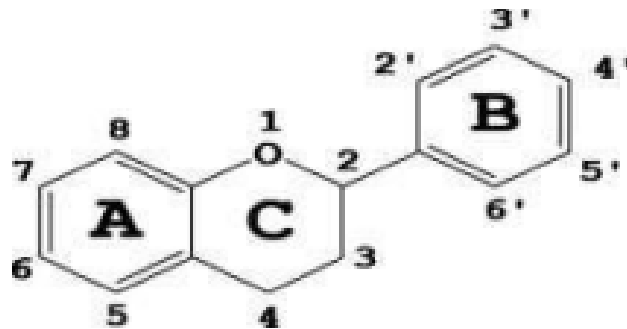
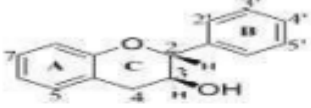
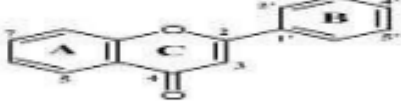
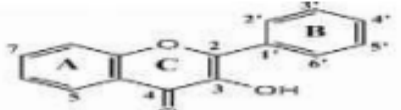

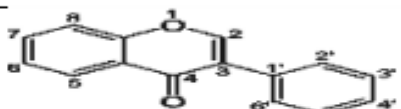
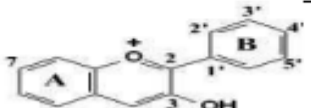


Figure 5: Structure de base des flavonoïdes (Lombardo et al., 2018).

Les flavonoïdes sont classés principalement en flavones, flavanols, flavanones, les flavanols, les anthocyanidines et les isoflavones tel que représenté dans le tableau 2 suivant (Al-Alawi et al., 2017).

Tableau II : Principales classes des flavonoïdes avec ces structures (Hung et al., 2010).

Classe des flavonoïdes	Structure générale
Flavanols	
Flavones	
Flavonols	
Flavanones	
Isoflavones	
Anthocyanidine	

3.1.3.2 Tocophérols

Les tocophérols sont reconnus comme antioxydants naturels liposolubles. On les retrouve dans les oléagineux dont quatre homologues, à savoir α -, β -, γ - et δ -tocophérols, qui diffèrent par le nombre et la localisation des groupes méthyle dans le noyau aromatique. Les tocophérols sont oxydés partiellement par des agents oxydants, en présence de chaleur, de lumière et des métaux (Ghazani & Marangoni, 2013; Bruscatto et al., 2019).

α - tocophérol est le seul antioxydant naturel abondant dans la nature. Il est reconnu pour exercer des effets biologiques qui protègent les membranes cellulaires et pour augmenter la stabilité des huiles et des graisses contre l'oxydation par les radicaux libres. α -tocophérol peut s'insérer au niveau des membranes biologiques et neutraliser les radicaux peroxyde (Bruscatto et al., 2019).

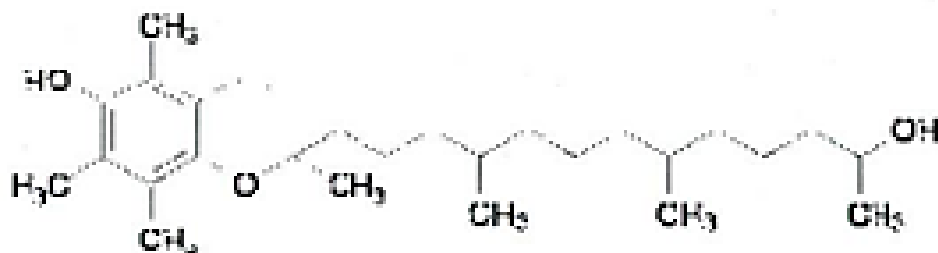


Figure 6 : Structure moléculaire de l' α -tocophérol (Bruscatto et al., 2019).

3.1.3.3 Caroténoïdes

Les caroténoïdes considérés comme une classe importante de composés phytochimiques se produisent dans les fractions lipidiques des plantes. Ils sont des précurseurs de la vitamine A, qui joue un rôle central dans la vision. La plupart des caroténoïdes se trouvent dans les fruits et légumes sous quatre formes β -carotènes, α - carotènes, lycopène et lutéine, quelques structures sont représentées dans la figure 7 (Al-Alawi et al., 2017).

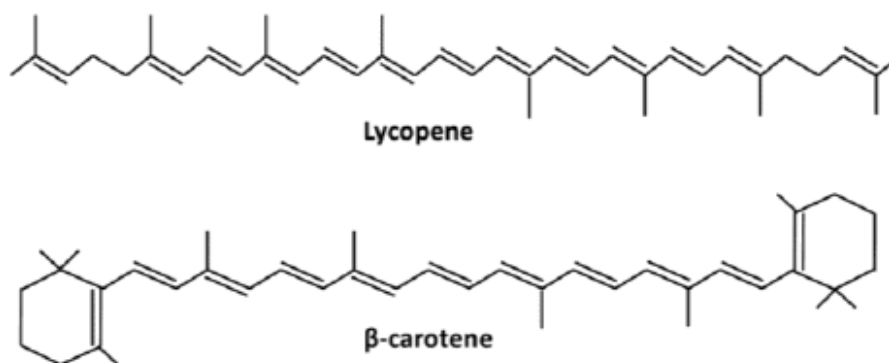


Figure 7 : Structure chimique de β -carotène, lycopène (Al-Alawi et al., 2017).

3.1.4 Antioxydants synthétiques

Les antioxydants synthétiques, tels que le BHA (hydroxyanisole butylé), le BHT (hydroxytoluène butylé), le PG (gallate de propyle) et le TBHQ (tert-butylhydroquinone), sont couramment utilisés dans la transformation et la conservation des aliments, mais se sont révélés avoir des effets secondaires comme agents toxicologiques et cancérogènes.

Le remplacement des antioxydants synthétiques par des antioxydants naturels peut avoir des avantages en raison des implications pour la santé et des fonctionnalités telles que la solubilité dans l'huile et l'eau, l'intérêt pour les émulsions dans les systèmes alimentaires (Moure et al., 2001; Lourenço et al., 2019).

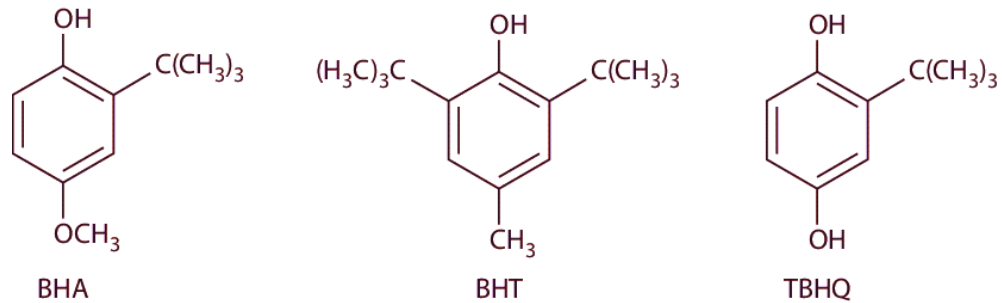


Figure 8 : Structure chimique de BHA, BHT, TBHQ (Moure et al., 2001; Lourenço et al., 2019).

CHAPITRE 3

Le laurier

CHAPITRE 3 : Le laurier

1 Description du laurier

Le laurier de nom scientifique *Laurus nobilis* L. est une plante aromatique, qui pousse à l'état sauvage ou cultivé. Laurus, nom latin d'origine Celte qui veut dire « toujours verte » allusion au feuillage persistant (Karima et al., 2015; Nayak et al., 2006).

Le laurier commun est un arbuste qui appartient à la famille des Lauracées riche en plantes aromatiques comme la cannelle ou le camphre. Le laurier ne fait pas exception : ses feuilles persistantes, vert foncé (figure 9), oblongues, dégagent une odeur très caractéristique lorsqu'on les froisse. Au printemps, il se pare de petites fleurs blanches. Son fruit prend la forme de baies noires d'où dérive un de ses anciens noms, *Laurus tenuifolia baccifera*. Les feuilles et les baies servaient à fabriquer la fameuse huile de laurier, prisée dans la pharmacopée : dans de nombreux traités médiévaux, comme l'Arbolayre (XVe siècle), elle était recommandée contre les maux d'estomac et la goutte. Il est également utilisé comme insectifuge (Laforêt, 2021).



Figure 9 : Feuilles de *Laurus nobilis* L (Anonyme2).

2 Utilisation

Les feuilles de laurier sont souvent utilisées comme médicaments contre l'asthme, les maladies cardiaques, troubles digestifs, diarrhées, douleurs rhumatismales et antiulcérogène. Les huiles essentielles de feuilles et de graines peuvent inhiber la prolifération *in vitro* des cellules K562 (cellules de leucémie myéloïde chronique humaine), et présentent une activité de piégeage radicalaire et antioxydante (Afifi et al., 1997; Julianti et al., 2012; Saab et al., 2012).

Il semble qu'il ait d'abord retenu l'attention pour ses propriétés cosmétologiques ; il est utilisé par les personnes âgées pour garder une chevelure noire. Il n'a pris ses lettres de noblesse culinaire qu'avec les Romains. Les traditions gastronomiques du laurier sont tout aussi anciennes, ses baies et ses feuilles étaient considérées comme épice (Gilly, 2005; Swahn et Ciano, 1993; Teuscher et al., 2005).

Son extrait aqueux des feuilles est notamment utilisé dans la médecine traditionnelle turque en tant qu'anti hémorroïdal, antirhumatismal (Kivçak et Mert, 2002).

3 Classification

La classification botanique de *Laurus nobilis* ci-dessous montre que le laurier appartient à la famille des lauracées (Quezel et Santa, 1963). Cette famille renferme 32 genres et environ 2000 à 2500 espèces (Karima et al., 2015).

Tableau III : classification botanique du *Laurus nobilis* L (Quezel & Santa, 1963).

Règne	Plantes
Sous Règne	Plantes vasculaires
Embranchement	Spermaphytes
Sous-embranchement	Angiospermes
Classe	Dicotylédones
Sous-classe	Dialypétales
Ordre	Laurales
Famille	Lauracées
Genre	Laurus
Espèce	<i>Laurus nobilis</i> L

4 Composants chimiques du laurier

Les feuilles du Laurier sont riches en :

- Polyphénols : Plusieurs flavonoïdes et dérivés ont été déterminés dans les extraits du laurier comme des flavonoïdes O-glycosides ou C-glycoside, l'acide caféique, la catéchine, les cinnamtannin et certains dérivés du kaempférol.
- Alcaloïdes aporphiniques : comme la cryptodorine ou l'actinodaphnine.
- Lactones sesquiterpéniques : comme costunolide et zaluzanine D.
- Huile essentielle : elle représente 1 à 3 % du poids sec dont : 30 à 70 % de cinéol, 3% d'eugénol, ainsi que plusieurs autres composés terpéniques : linalol, géraniol, pinène, terpinène (Derwiche et al., 2009; Flamini et al., 2007).

5 Valeurs nutritionnelles du laurier

Le laurier apporte peu de nutriments à l'organisme, surtout étant donné les faibles quantités généralement consommées. Si le laurier ne contribue pas à la couverture des besoins en énergie et nutriments, il faut toutefois souligner que celui-ci est une source de fibres alimentaires, de vitamine C et bêta-carotène antioxydants, de potassium, de magnésium et de phosphore.

Tableau IV: Valeurs nutritionnelles pour 100g de laurier d'après (Zubiria, 2021):

Nutriments	Quantités
Protéines	7.61 g
Lipides	8.36 g
Glucides	48.67 g
Eau	5.44 g
Fibres	26.3 g
Vitamine C	46.5 mg
Vitamine B9	180 µg
Bêta-carotène	3708 µg
Potassium	529 mg
Magnésium	120 mg
Phosphore	113 mg

6 Activité antioxydante de l'extrait de laurier

Plusieurs flavonoïdes et dérivés ont été déterminés dans les extraits de laurier comme des flavonoïdes O-glycosides ou C-glycoside, de la catéchine, et du cinnam tannin (Dall'Acqua et al., 2009). Parallèlement d'autres composés ont été isolés comme des lactones sesquiterpénoïde des alcaloïdes isoquinolines et de la vitamine E (Wettasinghe & Shahidi, 2000). Des recherches faites sur les extraits aqueux et éthanolique ont montré qu'ils présentent une forte activité antioxydante en émulsion d'acide linoléique. Des différentes concentrations de ces extraits entre 20 et 60 mg/ml ont montré entre 85 et 98,6% d'inhibition de la peroxydation lipidique de l'émulsion d'acide linoléique, quand 60 mg/ml de BHA et de BHT, et alphas-tocophérol présentaient 77 et 96% d'inhibition de la peroxydation des lipides en émulsion d'acide linoléique, respectivement (Elmasta et al., 2006).

7 Composés phénoliques du laurier

Selon les travaux de Mojca et al. (2005) la composition phénolique de *Laurus nobilis* ainsi que leurs teneurs sont représentées dans le tableau suivant :

Tableau V : Teneurs des composés phénoliques de *Laurus nobilis* L. (Mojca et al., 2005).

Composés phénoliques	Teneur
Polyphénols totaux	99.4g/Kg
Flavonoïdes	80.1g/Kg
Tannins condensés	29.9g/Kg
Quercétine	31.9g/Kg
Tocophérol	48.22mg/Kg

Cependant, l'étude menée par Yakhlef1 (2010) sur la composition phénolique de *Laurus nobilis* L a révélé la présence de deux polyphénols seulement dans les extraits aqueux à s'avoir : l'acide tannique et la rutine.

Ces résultats préliminaires ont confirmé que l'utilisation traditionnelle des feuilles de *Laurus nobilis* L dans l'industrie alimentaire est justifiée grâce à l'odeur et l'arôme de la plante.

ÉTUDE
EXPÉRIMENTALE

MATERIEL
ET MÉTHODES

Matériel et méthodes

1 Échantillons

1.1 Matériel végétal

La matière végétale utilisée dans la présente étude est les feuilles de laurier (*Laurus nobilis*). L'échantillon est collecté dans la région d'Oued-Ghir (Béjaia). Les feuilles sont d'abord triées pour écarter celles qui sont abimées ou infectées et les feuilles retenues sont lavées à l'eau du robinet ensuite à l'eau distillée, puis essuyés avec un papier absorbant. Les feuilles sont séchées à l'air libre puis sont broyées à l'aide d'un broyeur électrique (IKA A11 basic). La poudre obtenue est ensuite tamisée et conservée dans des flacons en verre, hermétiquement scellés à l'abri de la lumière jusqu'à l'utilisation pour l'extraction d'antioxydants.

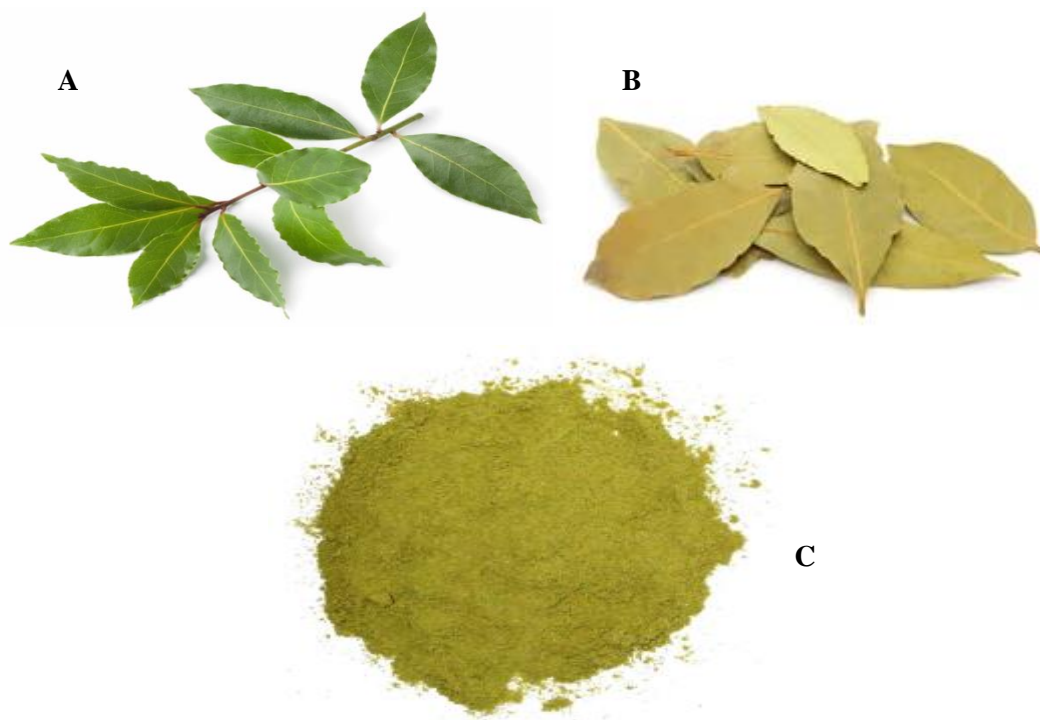


Figure 10 : Photographies de l'échantillon de *Laurus nobilis* : (A) branche verte, (B) feuilles séchées, (C) poudre tamisée.

1.2 Huile de soja

L'huile employée pour notre étude est l'huile de soja commercialisée, en raison de sa large consommation et son utilisation dans l'assaisonnement et la cuisson des ménages et des collectivités. L'huile de soja fraîchement produite est achetée dans un magasin

d'alimentation générale et conservée dans son emballage en matière plastique (PET) d'un litre dans un réfrigérateur.

2 Extraction des composés bioactifs de feuilles de laurier

Avant de procéder à l'extraction, une étape de délipidation de la poudre du laurier est réalisée. Une quantité de poudre est mélangée avec de l'hexane à raison de 1/20 puis laissée pour extraction sous agitation magnétique durant une heure. La poudre est séparée de l'extrait lipophile par centrifugation à 4000 rpm/5min. La délipidation du culot est répétée deux fois suivant le même procédé (Jiménez-Herrera et al., 2017).

L'extraction des composés phénoliques à partir de la poudre délipidée est réalisée selon Khaled Khodja et al (2022), en utilisant l'éthanol comme solvant d'extraction. À cette fin, une aliquote de poudre (5g) est mélangée avec 100ml d'éthanol pur, le mélange est mis sous agitation pendant 1h puis filtrer et centrifuger à 5000rpm pendant 10min. Le surnageant est séché sous vide en utilisant un évaporateur rotatif jusqu'à élimination complète du solvant. L'extrait sec est gratté puis conservé dans un tube fermé hermétiquement dans un réfrigérateur.

3 Enrichissement de l'huile de Soja

L'enrichissement de l'huile de soja est réalisé en utilisant une quantité de 160mg d'extrait sec de laurier et 160ml de l'huile de soja. Le mélange est mis sous agitation magnétique jusqu'à la dissolution de l'extrait dans l'huile. Une fois homogénéisé, trois concentrations d'un volume final de 60ml sont réalisées par ajustement en utilisant l'huile de soja : 60µg/ml (HSL60), 40µg/ml (HSL40) et 20µg/ml (HSL20).

4 Traitement thermique de l'huile de soja

Pour le suivi de la stabilité des huiles enrichies avec les composés phénoliques de laurier, les trois échantillons des huiles enrichies ainsi que le témoin (huile de soja sans addition d'extrait) sont mis dans des flacons en verre transparents de 80 ml. Les flacons sont soumis à un traitement thermique continue à 170°C et des aliquotes de 5 ml sont retirées chaque 24h pendant 3 jours. Les analyses des paramètres de qualité sont effectuées avant et après traitement thermique.

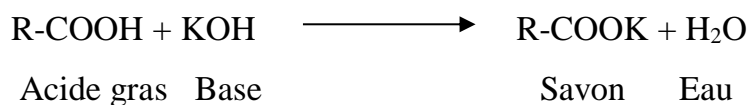
5 Mesure des paramètres de qualité de l'huile

3.4 Acidité

L'acidité est le pourcentage d'acides gras libres contenus dans un corps gras, exprimé conventionnellement en acide oléique.

- Principe

Le principe consiste à neutraliser les acides gras libres à l'aide d'une solution de KOH en présence de phénolphtaléine comme indicateur coloré, selon la réaction suivante :



- Mode opératoire

Une prise d'essai de 0,5g d'huile est dissoute dans 25 ml du mélange de chloroforme/éthanol (1 :1, v/v). La solution est titrée avec une solution d'hydroxyde de potassium (0,1N) en présence de phénolphtaléine jusqu'à l'apparition d'une coloration rose persistant une dizaine de secondes (Kiritsakis et Markakis, 2012).

L'acidité est exprimée en pourcentage en équivalent d'acide oléique par la formule suivante :

$$\text{Acidité (\%)} = (V * N * M) / (m * 10)$$

V: volume en millilitre de KOH nécessaire à la neutralisation de l'échantillon

N: normalité de la solution de KOH (0,1N).

M : masse molaire de l'acide oléique (282,2 g/mol).

m : masse en gramme de la prise d'essai.

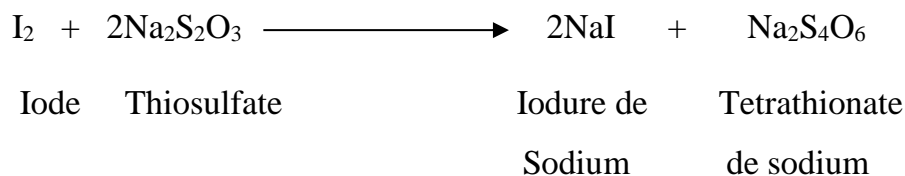
5.1 Indice de peroxyde

Ce paramètre renseigne sur la quantité de peroxydes présents dans l'huile.

- Principe

Indice de peroxyde est exprimé en milliéquivalents d'oxygène actif par Kg de matière grasse pouvant oxyder l'iodure de potassium en présence d'acide acétique et de chloroforme. L'iode libéré est titré en retour par une solution de thiosulfate de sodium en présence d'un indicateur coloré, L'oxygène actif est l'oxygène existant sous forme

de peroxyde, d'hydroperoxyde ou d'époxyde dans une matière grasse. La réaction mise en jeu lors de dosage est la suivante :



- Mode opératoire

La valeur des peroxydes de l'huile a été mesurée selon Novidzro et al. (2019), dans un erlenmeyer contenant 1g de l'huile, 7,5 ml d'acide acétique glacial sont ajoutés puis 1ml de la solution aqueuse saturée d'iodure de potassium et le mélange est agité durant 1 min puis laissé à l'abri de la lumière pendant 5 min. Un volume de 37,5 ml d'eau distillée est additionné ainsi que quelques gouttes d'empois d'amidon. Le titrage est effectué avec une solution de thiosulfate de sodium de 0,01N jusqu'à ce que le milieu devient incolore. Un essai à blanc a été effectué dans les mêmes conditions. L'indice de peroxyde est donné par la relation suivant :

$$\text{IP (mégO}_2\text{/kg)} = \frac{(V_1 - V_0) \times N \times 1000}{m}$$

IP: Indice de peroxyde en még O₂/kg.

V₀ : Volume de thiosulfate de sodium en ml utilisé pour le blanc.

V₁ : Volume de thiosulfate de sodium en ml utilisé pour l'essai.

N : Normalité de thiosulfate de sodium (0,01 N).

m: Masse de la prise d'essai en gramme.

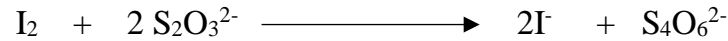
5.2 Indice d'iode

Ce paramètre mesure le degré d'insaturation d'une huile, c'est le nombre de g d'iode fixé par 100g de matière grasse.

- Principe

Indice d'iode correspond à la masse d'halogène exprimée en grammes, calculé en I₂ fixée sur les doubles liaisons de 100g de corps gras. Une masse d'huile connue avec précision est mélangée avec une quantité de réactif Wijs ou chlorure d'iode, ce dernier s'additionne quantitativement sur les insaturations, Le réactif qui n'est pas fixé sur les

doubles liaisons est détruit lors de l'addition d'une solution d'iodure de potassium +eau pour former du diiode I_2 . Le titrage du diiode formé, par une solution connue de thiosulfate, en présence d'empois d'amidon, permet de connaître la quantité d'iode fixé par 100g en matière grasse selon la réaction suivante :



- Mode opératoire

Dans un erlenmeyer contenant une prise d'essai d'huile (0,03g), 2 ml de chloroforme sont ajoutés pour dissoudre l'huile, puis 2 ml de réactif de Wijs sont ajoutés. Après agitation, le mélange réactionnel est placé à l'obscurité pendant 1h. Au bout de ce temps, 2 ml d'iodure de potassium à 10% et 20 ml d'eau sont ajoutés. Après agitation, un titrage de l'iode libéré est effectué avec le thiosulfate de sodium à 0,1N en présence de quelques gouttes d'empois d'amidon jusqu'à la disparition de la couleur. Un essai à blanc est effectué dans les mêmes conditions (Lee et al., 2021). L'indice d'iode est calculé comme suit :

$$I_i = \frac{(V_0 - V_1) * 12,69}{m}$$

I_i : indice d'iode ($gI_2/100g$ d'huile).

V_0 : volume du thiosulfate de sodium utilisé pour l'essai à blanc en ml.

V_1 : volume de thiosulfate de sodium utilisé pour titrer l'excès d'iode en ml.

12,69: masse d'iode correspondant à 1ml de thiosulfate de sodium pour 100g de corps gras.

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

5.3 Extinction spécifique dans l'ultraviolet (UV)

La mesure de l'absorbance dans les ultraviolets est l'un des paramètres de mesure de l'état d'oxydation de l'huile. Elle permet de suivre l'évolution de la peroxydation et de connaître la teneur en produits secondaires d'oxydation.

- Principe

Le principe de la méthode est fondé sur le fait que les hydroperoxydes linoléiques absorbent à 230 nm. Les produits non volatils de décomposition des hydroperoxydes sont représentés essentiellement par des acides gras oxydés. Ces derniers sont essentiellement des cétones qui absorbent à 270 nm.

- Mode opératoire

Dans un tube à essai contenant 0,1 g d'huile, 5 ml cyclohexane sont ajoutés. Après agitation, les absorbances sont mesurées avec un spectrophotomètre à des longueurs d'onde de 230/270nm après des dilutions appropriées (Hamitri-Guerfi et al., 2020). L'extinction spécifique à une longueur d'onde est donnée par la relation suivante :

$$E_{1\text{cm}}(\lambda) = \frac{A\lambda}{C * D}$$

$E_{1\text{cm}}(\lambda)$: extinction spécifique à la longueur d'onde λ . A_λ : Absorbance à la largeur d'onde λ . D: épaisseur de la cuve en cm. C: concentration de la solution en g/100ml.

5.4 Extraction des composés phénoliques des huiles

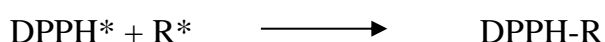
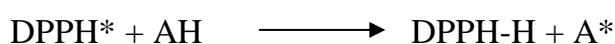
Pour extraire les composés phénoliques, le protocole est réalisé selon Pirisi et al. (2000). Brièvement, une quantité d'huile témoin et des huiles enrichies respectives (0,5 g chacune) ont été introduit dans des tubes, additionnés de 3 ml n-hexane et 2 ml de méthanol 60%. Après homogénéisation, les mixtures ont été centrifugées pendant 05 min à 5000 rpm. Les surnageants (méthanol) contenant les polyphénols récupérés sont mis à l'abri de la lumière pour faire le dosage des composés phénoliques.

5.4.1 Dosage des composés phénoliques

La teneur en composés phénoliques est déterminée selon la méthode préconisée par Vasquez et al (1973) qui utilise le réactif Folin-Ciocalteu et l'acide gallique comme standard. 750µl de réactif Folin-Ciocalteu est ajouté à 200µl de l'extrait phénolique des huiles puis 750µl de Na₂CO₃ (75 g/l). Après une incubation d'une heure, l'absorbance est lue à 750 nm contre un blanc qui contient le méthanol 60% au lieu de l'extrait. La teneur en composés phénoliques des huiles est exprimée en milligramme équivalent d'acide gallique par 100g d'huile.

5.4.2 Activités antioxydantes des huiles et de l'extrait phénolique

L'activité antioxydante des extraits des matrices végétales est souvent évaluée par le radical DPPH (2,2-Diphényl-picrylhydrazyl). La réduction des radicaux libres de DPPH se manifeste par la diminution de l'absorbance avec un changement de couleur du violet au jaune (Brand-Williams et al., 1995). Après acceptation d'un hydrogène ou d'un électron du composé antioxydant, le radical se transforme en une molécule diamagnétique stable (Gülçin, 2006).



- Mode opératoire

L'activité antioxydante est déterminée en utilisant le DPPH comme un radical libre. Pour l'huile témoin et l'huile enrichie avec différentes concentrations de l'extrait de laurier, 100µl de chacune des huiles sont ajoutés à 4,3ml d'une solution de DPPH (60mM dans l'éthanol). Après agitation et incubation pendant 30min, l'absorbance est déterminée à 515 nm.

L'activité antioxydante de l'extrait phénolique des huiles est réalisée selon (Bektas & al, 2005). 100µl d'extrait méthanolique de l'huile est additionné de 1ml de DPPH. Après agitation et incubation durant 30min, l'absorbance est lue à 515nm. L'inhibition du radical libre de DPPH est exprimée en pourcentage suivant la formule ci-après :

$$\% \text{ Inhibition} = [(A_c - A_e) / A_c] \times 100$$

% Inhibition : Pourcentage d'inhibition du DPPH.

A_c : Absorbance de contrôle

A_e : Absorbance de l'échantillon.

***RESULTATS ET
DISCUSSIONS***

Résultats et discussions

1 Paramètres physicochimiques des huiles

1.1 Acidité

L'acidité renseigne sur le taux d'acide gras libre (AGL) présent dans une huile, elle permet d'estimer le degré d'altération hydrolytique induite par la présence d'eau (Kpoviessi et al., 2004). Dans le processus d'hydrolyse, la molécule de triglycéride (TG) réagit avec une molécule d'eau pour donner un AGL et un diglycéride (Nayak et al., 2016). De plus, d'après Wolff, (1968), l'acidification des huiles est accrue en présence de taux élevés d'eau et les conditions favorables, en particulier les hautes températures. Les résultats de l'acidité des huiles enrichies avec l'extrait de laurier ainsi que l'huile de soja témoin sont présentés dans la figure 11. La valeur de l'acidité obtenue pour les huiles avant le traitement thermique est de 0,56%.

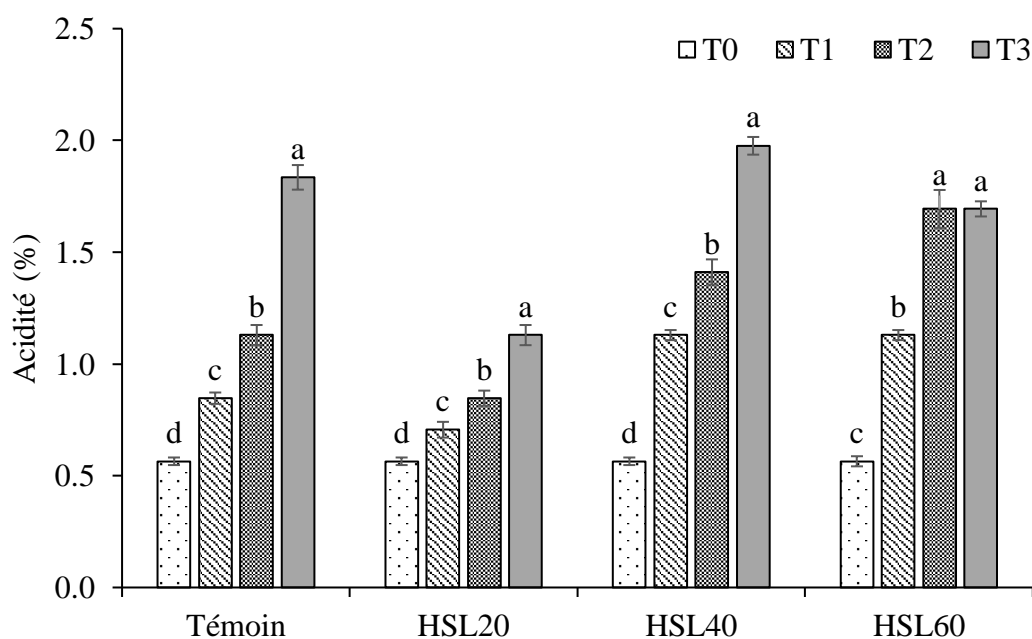


Figure 11 : Effet du temps de traitement thermique et de la concentration de l'extrait des feuilles de laurier sur l'acidité de l'huile de soja.

T0 : avant le traitement thermique, T1, T2 et T3 : après le traitement thermique à 170°C durant 24, 48 et 72 heures, respectivement. HSL20, HSL40, HSL60 : huiles enrichies par l'extrait de feuilles de laurier à 20, 40 et 60µg/ml, respectivement. Les barres verticales représentent les écarts types. Les résultats dans chaque groupe avec des lettres différentes sont statistiquement différents (ANOVA, Test de Tukey, $a>b>c>d$, $p>0,05$).

Le pourcentage d'acidité augmente progressivement pour toutes les huiles au cours de traitement thermiquement, mais à des degrés variables. L'huile de soja enrichie avec 20µg/ml (HSL20) est la moins affectée, elle montre une augmentation seulement de 100% en fin de traitement thermique. En deuxième position vient l'huile enrichie avec 60µg/ml (HSL60). Les huiles témoin et enrichie avec 40µg/ml (HSL40) sont les plus affectées par le traitement thermique dont les augmentations respectives de 225 et 250% sont enregistrées au troisième jour de chauffage. L'augmentation observée de l'acidité dans l'huile est due aux phénomènes thermooxydatifs conduisant à la libération d'acides gras libres dans l'huile ainsi qu'aux composés de dégradation, en particulier l'acide formique.

1.2 Indice de peroxyde

L'indice de peroxyde (IP) est l'un des tests les plus couramment utilisés pour évaluer la quantité des produits d'oxydation primaire, principalement les peroxydes dans les huiles végétales. Les valeurs des indices de peroxyde des huiles analysées sont représentées dans la figure 12.

Les valeurs d'IP des huiles enrichies et l'huile de soja témoin avant le traitement thermique (T0) indique une valeur moyenne de 2,5mécq d'O₂/kg d'huile. Cette valeur est comprise dans la norme ISO3960 qui spécifie une valeur maximale de 10mécq d'O₂/kg (COI, 2003).

L'indice de peroxyde augmente significativement pendant les deux premiers jours du traitement thermique. L'analyse statistique révèle que cet indice tend vers la stabilité au deuxième jour de chauffage, et cela pour toutes les huiles enrichies et le témoin. Au cours de la peroxydation lipidique de l'huile, des peroxydes s'accumulent au cours de temps, mais comme ces molécules sont instables, elles se décomposent pour donner les produits secondaires de décomposition, cela pourrait expliquer la stabilité de l'indice de peroxyde après 48h de traitement thermique.

L'IP de l'huile de soja non enrichie est le plus élevé ; une augmentation rapide de la peroxydation est constatée particulièrement au bout de premier jour de traitement. Les huiles enrichies avec les différentes concentrations d'extrait des feuilles de laurier montrent une protection de la peroxydation très remarquable. Si on se réfère au taux de peroxydation subit par l'huile témoin, les huiles enrichies manifestent des protections

contre la peroxydation lipidique de 58, 67 et 83% respectivement pour les HSL40, HSL20 et HSL60. Cela démontre clairement l'efficacité de l'extrait de *Laurus nobilis* dans la protection de l'huile de soja en particulier à la concentration de 60µg/ml.

L'augmentation d'IP est due à la formation de peroxyde qui est favorisée par la température élevée. Au cours de chauffage, les flacons des huiles sont laissés ouverts, d'une part, pour permettre l'entrée de l'air (oxygène) et, d'une autre part, pour simuler les conditions culinaires quotidiennes en particulier la friture. Dans ces conditions, la présence de l'air et le chauffage, l'oxygène se combine avec les doubles liaisons des acides gras insaturés pour générer les différentes formes peroxydiques : peroxydes, hydroperoxydes, radicaux peroxydes.

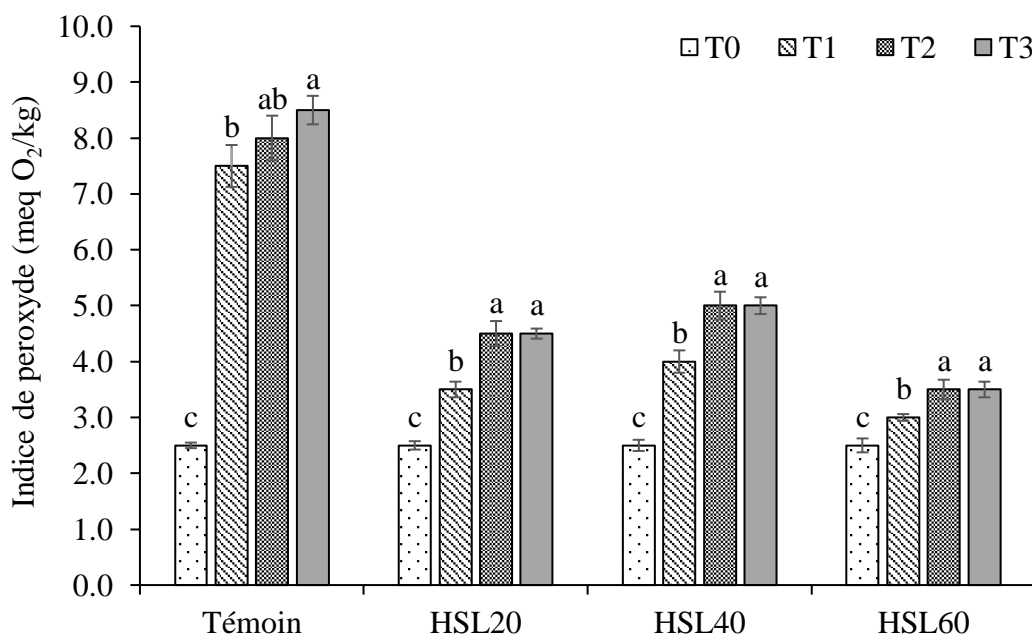


Figure 12 : Effet du temps de traitement thermique et de la concentration de l'extrait des feuilles de laurier sur l'indice de peroxyde de l'huile de soja.

T0 : avant le traitement thermique, T1, T2 et T3 : après le traitement thermique à 170°C durant 24, 48 et 72 heures, respectivement. HSL20, HSL40, HSL60 : huiles enrichies par l'extrait de feuilles de laurier à 20, 40 et 60µg/ml, respectivement. Les barres verticales représentent les écarts types. Les résultats dans chaque groupe avec des lettres différentes sont statistiquement différents (ANOVA, Test de Tukey, $a > b > c > d$, $p > 0,05$).

Les composés bioactifs présents dans l'extrait de laurier améliorent la stabilité oxydative de l'huile de soja pendant le chauffage soit par le piégeage direct de l'oxygène actif (oxygène singulet) soit par la réaction avec les différents produits d'oxydation les acides gras conduisant à la réduction de la propagation de l'oxydation lipidique.

1.3 Indice d'iode

L'indice d'iode (Ii) fait référence au nombre de doubles liaisons ou au degré d'insaturation des lipides. Cet indice renseigne sur le degré d'oxydation des huiles, et donc sur leur stabilité oxydative (Vinaixa et al., 2005). Selon Frenot et Vierling, (2002), les liaisons éthylène des acides gras sont capables de fixer des halogènes (iode, brome, chlore). Dans notre étude, l'halogène utilisé est l'iode ; cette réaction d'addition peut être utilisée pour quantifier les insaturations des chaînes hydrocarbonées des acides gras de l'huile. La valeur élevée de l'indice d'iode indique que l'huile est riche en acides gras insaturés (AGI). Par conséquent, la valeur de l'indice d'iode diminue avec la diminution des doubles liaisons au cours de l'oxydation (Kpoviessi et al., 2004).

L'indice d'iode des huiles avant le traitement thermique indique une valeur moyenne de 124,79g d'I₂/100g (Figure 13). Ce taux est compris dans les bornes tolérées par ISO3961 (124-139g I₂/100g) (COI, 2003). L'indice d'iode montre une diminution progressive pour toutes huiles au cours de traitement thermique. L'huile témoin montre une diminution rapide de l'Ii pour se stabiliser à la valeur de 21,15g d'I₂/100g. L'huile de soja enrichie par l'extrait de laurier à la concentration de 20µg/ml montre une protection des doubles liaisons meilleure que le témoin durant les deux premiers jours de traitement, mais s'aligne avec le témoin en fin de traitement. Cela indique que cette concentration n'est pas suffisante pour réduire efficacement l'oxydation des doubles liaisons de l'huile de soja. L'utilisation de la concentration 40µg/ml (HSL40) permet une protection significative des doubles liaisons relativement au témoin. La meilleure réponse est obtenue avec 60µg/ml (HSL60) qui manifeste un Ii le plus élevé en fin de traitement thermique 52,88g d'I₂/100g, indiquant son efficacité la plus élevée dans la protection des doubles liaisons.

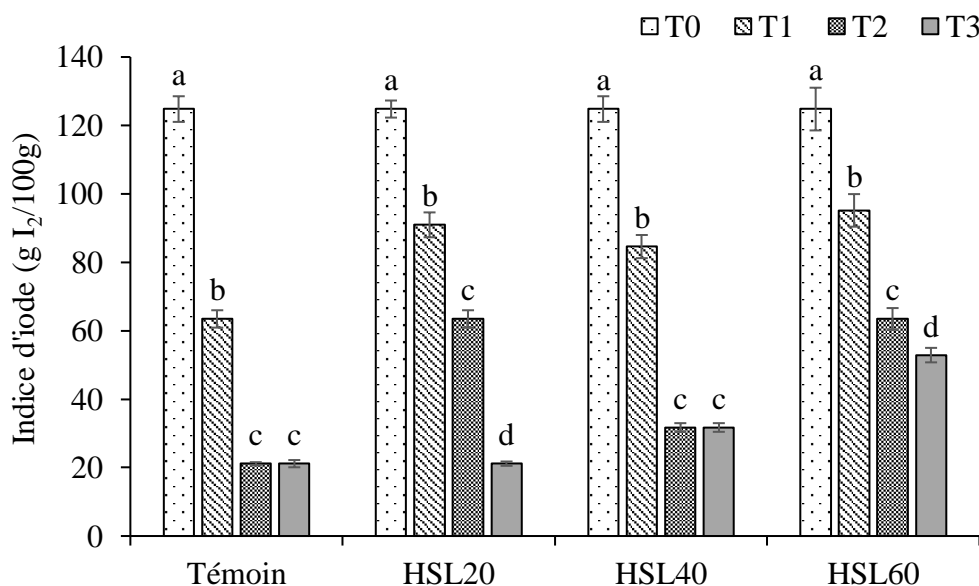


Figure 13 : Effet du temps de traitement thermique et de la concentration de l'extrait des feuilles de laurier sur l'indice d'iode de l'huile de soja.

T0 : avant le traitement thermique, T1, T2 et T3 : après le traitement thermique à 170°C durant 24, 48 et 72 heures, respectivement. HSL20, HSL40, HSL60 : huiles enrichies par l'extrait de feuilles de laurier à 20, 40 et 60 µg/ml, respectivement. Les barres verticales représentent les écarts types. Les résultats dans chaque groupe avec des lettres différentes sont statistiquement différents (ANOVA, Test de Tukey, $a > b > c > d$, $p > 0,05$).

1.4 Extinction spécifique dans l'ultraviolet

La spectrophotométrie ultraviolette est basée sur les pouvoirs que possèdent certains composés à absorber de l'énergie lumineuse dans le domaine de l'ultraviolet (UV). Le test d'absorption aux UV repose sur la détermination des coefficients d'extinctions à 232 et 270nm qui correspondent à l'absorption maximale des diènes conjugués et les produits primaires d'oxydation (pour 232nm) ainsi qu'aux triènes conjugués et les produits secondaires d'oxydation, dont les cétones, les aldéhydes et les alcools (pour 270). Les diènes et les triènes résultent du déplacement chimique des doubles liaisons au cours de l'oxydation lipidique.

Les extinctions spécifiques des huiles avant le chauffage sont en moyennes de 6,11 (232nm) et 3,89 (270nm). Les valeurs de ces paramètres augmentent au cours de traitement thermique indiquant l'augmentation des produits d'oxydation et de

dégradation des lipides des huiles. L'huile témoin manifeste les valeurs de 40 et 8,38 respectivement pour 232 et 270nm (Figure 14).

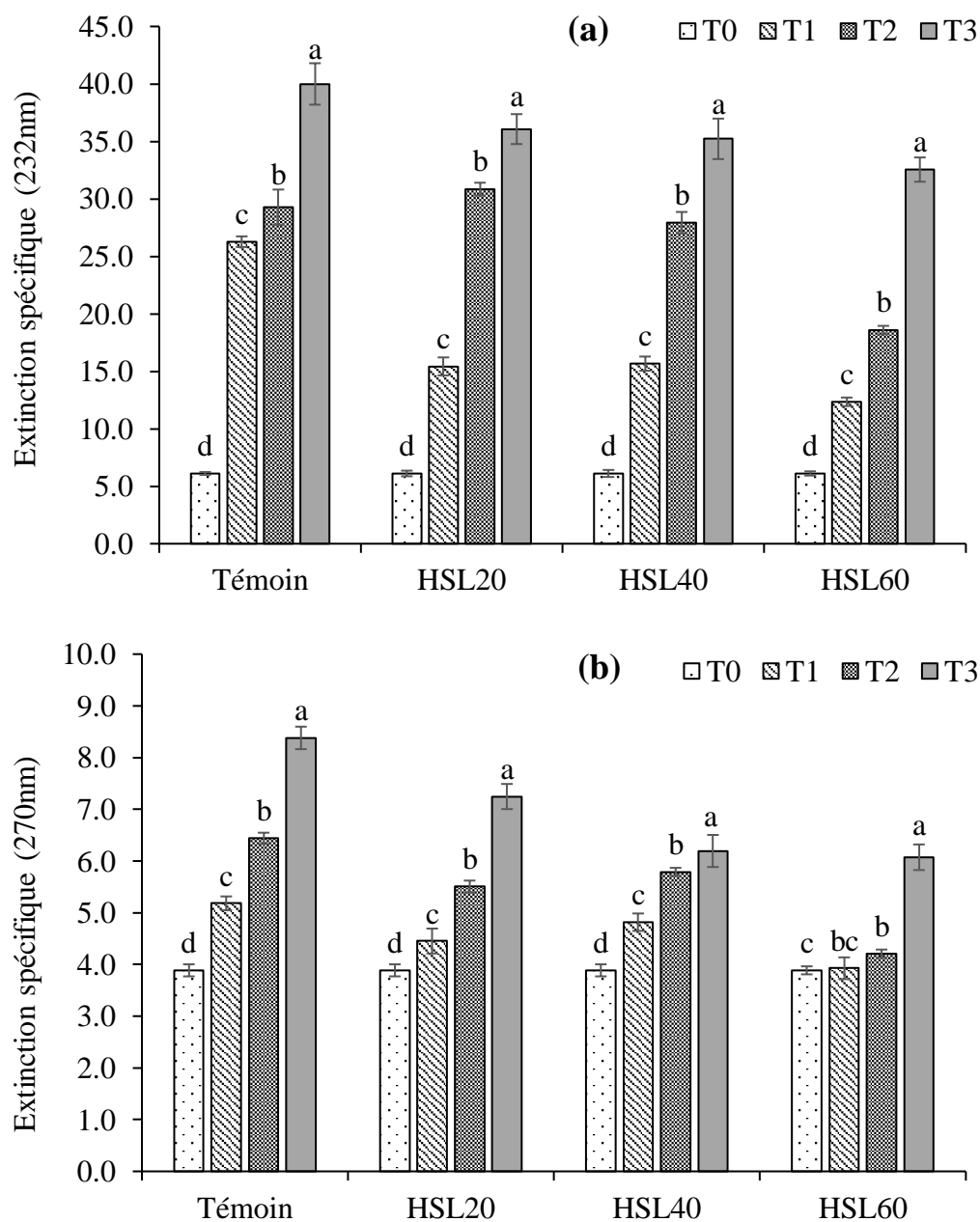


Figure 14 : Effet du temps de traitement thermique et de la concentration de l'extrait des feuilles de laurier sur l'extinction spécifique dans les UV à 232nm (a) et à 270nm (b) de l'huile de soja.

T0 : avant le traitement thermique, T1, T2 et T3 : après le traitement thermique à 170°C durant 24, 48 et 72 heures, respectivement. HSL20, HSL40, HSL60 : huiles enrichies par l'extrait de feuilles de laurier à 20, 40 et 60µg/ml, respectivement. Les barres verticales représentent les écarts types. Les résultats de chaque paramètre et pour chaque groupe avec des lettres différentes sont statistiquement différents (ANOVA, Test de Tukey, a>b>c>d, p>0,05).

L'enrichissement de l'huile par l'extrait de feuilles de laurier permet une protection significative de l'huile contre la dégradation avec des efficacités plus grandes que les concentrations d'extrait augmentent. En effet, les composés bioactifs de l'extrait de laurier permettent de réduire d'incidence sur les extinctions spécifiques des huiles enrichies avec 12, 14, 22% pour Eλ232 et avec 25, 49, 51% pour Eλ270 respectivement, pour les concentrations de 20, 40 et 60 µg/ml. Cela peut s'expliquer par l'effet des antioxydants contenus dans l'extrait de laurier sur l'initiation et la propagation de l'oxydation dans l'huile de soja.

2 Teneurs en composés phénoliques et activité antioxydante

2.1 Teneur en composés phénoliques des huiles

La teneur en composés phénoliques des huiles est exprimée en milligramme équivalent d'acide gallique par 100g. La teneur la plus élevée en composés phénoliques est obtenue dans l'huile enrichie avec 60 µg/ml d'extrait de laurier (HSL60), suivi par HSL40 (enrichi avec 40 µg/ml), ensuite HSL20 (20 µg/ml) et enfin le témoin représenté par l'huile de soja raffinée (Figure 15). La teneur en composés phénoliques du témoin (3,44 mg/100g) est proche de celle trouvée par (Tran Dang et al., 2018) qui ont obtenu une valeur de 3,23 mg/100g.

2.2 Activités antioxydantes des huiles et de l'extrait phénolique

L'activité antioxydante est évaluée par la méthode de piégeage du radical DPPH qui est considérée comme étant très rapide, simple à mettre en œuvre, très reproductible et ne nécessitant pas de matériels spécifiques, ce qui explique sa large utilisation dans la mesure du pouvoir antioxydant des différentes ressources. Dans cette étude, l'activité antioxydante est mesurée directement en utilisant les huiles ainsi que pour les extraits phénoliques préparés des différentes huiles témoin et enrichies par l'extrait sec des feuilles de laurier. À partir des résultats des extraits phénoliques des huiles, il est à retenir que l'activité antioxydante de l'extrait de l'huile témoin est le plus bas (<2%). L'enrichissement de l'huile par l'extrait sec de laurier permet une augmentation progressive de l'activité antioxydante avec respectivement 2,12 ; 4,25 et 6,37% pour HSL20, HSL40, HSL60 comparativement au témoin (Figure 16).

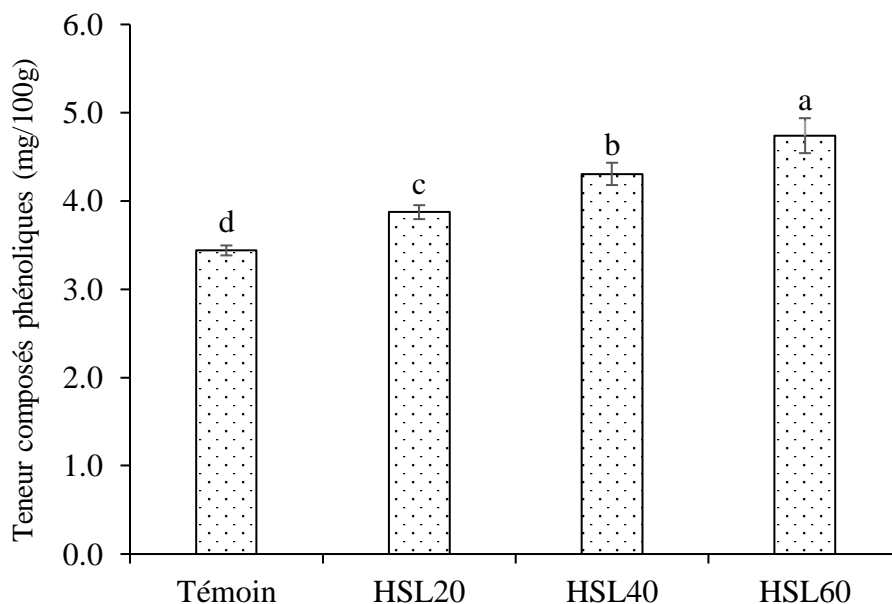


Figure 15 : Teneur en composés phénoliques des huiles.

HSL20, HSL40, HSL60 : huiles enrichies par l'extrait de feuilles de laurier à 20, 40 et 60 μ g/ml, respectivement. Les barres verticales représentent les écarts types. Les résultats avec des lettres différentes sont statistiquement différents (ANOVA, Test de Tukey, $a>b>c>d$, $p>0,05$).

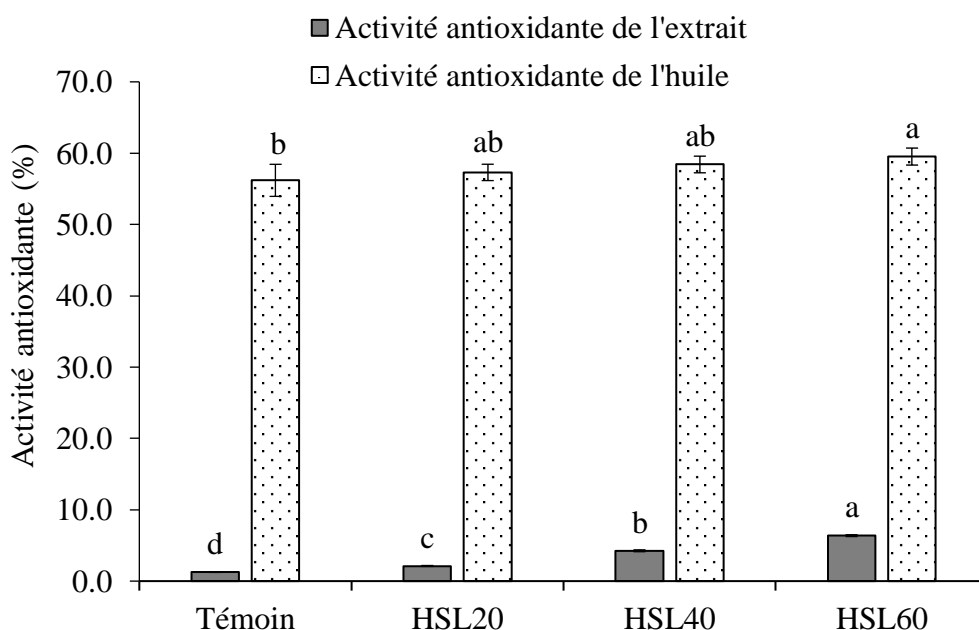


Figure 16 : Activités antioxydantes des huiles et des extraits phénoliques des huiles.

HSL20, HSL40, HSL60 : huiles enrichies par l'extrait de feuilles de laurier à 20, 40 et 60 μ g/ml, respectivement. Les barres verticales représentent les écarts types. Les résultats de chaque paramètre avec des lettres différentes sont statistiquement différents (ANOVA, Test de Tukey, $a>b>c>d$, $p>0,05$).

Les résultats de l'activité antioxydante des huiles montrent que l'huile témoin manifeste une activité 56,19%. Cette activité est due à la présence de composés phénoliques (3,44mg/100g) ainsi qu'aux composés lipophiles non extraits par le méthanol 60% dont les caroténoïdes et les phytostérols. Les activités antioxydantes mesurées dans les huiles enrichies tendent vers l'augmentation avec la hausse du taux d'incorporation de l'extrait des feuilles de laurier et cela s'explique par l'accroissement des taux de composés phénoliques additionnés.

L'enrichissement de l'huile de soja par l'extrait sec de laurier permet une supplémentation par des composés phénoliques ce qui se traduit par une augmentation sensible de l'activité antioxydante. Les huiles enrichies montrent une amélioration de tous les paramètres physicochimiques analysés (acidité, indice de peroxyde, indice d'iode, extinctions spécifiques dans UV) comparativement à l'huile de soja témoin. Des trois concentrations d'enrichissement testées, 60µg/ml s'est montré globalement la plus efficace.

CONCLUSION

Conclusion

Ce travail a pour but d'améliorer la thermo-résistance d'une huile de table en incorporant des antioxydants naturels : composés phénoliques extraits à partir de feuilles de laurier. L'huile de table de soja a été enrichie par les composés phénoliques de feuilles de laurier à différentes concentrations « 20, 40 et 60 µg/ml ». Le suivi de quelques paramètres physicochimiques durant le traitement thermique à 170°C des huiles est réalisé chaque 24h durant trois jours (acidité, indice de peroxyde, indice d'iode, extinction spécifique dans l'UV, teneur en composés phénoliques et activité antioxydante) ont été réalisées afin d'évaluer la stabilité oxydative.

Le résultat de dosage des extraits phénoliques des huiles indique que les huiles enrichies spécialement celle avec une concentration de 60 µg/ml contient la teneur la plus élevée 4,74 mg/100g.

L'étude de la stabilité oxydative révèle que grâce à l'enrichissement de l'huile par l'extrait de feuilles de laurier, il y'a un renforcement significatif de l'huile contre la dégradation des lipides. Il résulte que les composés phénoliques de feuilles de laurier réduisent la formation des produits d'oxydation dans l'huile de soja.

Le potentiel antiradicalaire a été déterminé par la méthode de DPPH qui montre que les huiles enrichies pas les extraits phénoliques de laurier ont des activités antioxydantes sensiblement élevées, les huiles enrichies tendent vers l'augmentation avec la hausse du taux d'incorporation de l'extrait des feuilles de laurier et cela s'explique par l'accroissement des taux de composés phénoliques additionnés et parmi les trois concentrations d'enrichissement testées, 60µg/ml s'est avérée globalement la plus efficace.

En perspective, pour obtenir une huile de bonne qualité et afin de compléter ce travail, il serait souhaitable de poursuivre cette étude par d'autres analyses, notamment l'évaluation sensorielle, et d'augmenter le nombre d'échantillons avec des proportions variables, mais aussi ;

- Effectuer d'autres analyses telles que le test de rancimat, détermination des profils des acides gras par chromatographie en phase gazeuse.
- Définir les effets réels de la consommation de cette huile sur la santé humaine

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

Référence bibliographiques

A

- Adrian, J., Potus, J., Poiffat, A., & Dauvillier, P. (1998). *Introduction a l'analyse nutritionnelle des denrees alimentaires*.
- Afifi, F., Khalil, E., Tamimi, S., & Disi, A. (1997). Evaluation of the gastroprotective effect of *Laurus nobilis* seeds on ethanol induced gastric ulcer in rats. *Journal of Ethnopharmacology*, 58, 9-14.
- Alais, C., & Linden, G. (1997). *Lipides*. In : "Abrégé de biochimie alimentaire" (éd. Masson). Paris.
- Al-Alawi, R., Al-Mashiqri, J. H., Al-Nadabi, J. S., Al-Shihi, B. I., & Baqi, Y. (2017). Date palm tree (*Phoenix dactylifera* L) : Natural Product and therapeutic options. *Frontiers in Plant Science*, 8.
- Allan, K., Lobato, d. S., & al., e. (2008). Physiological and biochemical behavior in soybean (*Glycine max* cv. Sambaiba) plants under water deficit. *Australian Journal of Crop Science*, 25-32.
- Andreo, A. I., Doval, M. M., Romero, A. M., & Judis, M. A. (2003). Influence of heating time and oxygen availability on lipid oxidation in meat emulsion. *European Journal of lipid science and Technology*, 105, 207-213.

B

- Bastos, F. J., & Draghi, P. F. (2016). Thermal Stability of Soybean Oil: When must we discard it? *MOJ Food Processing & Technology*, 2(5).
- Bektas, T., & al. (2005). Antimicrobial and antioxidant activities of essential oil and various extracts of *Salvia tomentosa* Miller. *Food Chemistry*(90), 333-340.
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. L. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT-Food science and Technology*, 28(1), 25-30.
- Brimberg, U. I., & Kamal-Eildin, A. (2003). On the kinetics of autoxidation of fats : influence of pro-oxidants, antioxidants and synergists. *Eu.J.Lipid.Technol*, 105, 83-91.
- Bruscatto, M. H., Pestana-bauer, V. R., & Otero, D. M. (2019). Effects of heating temperature on the tocopherol contents of chemically and physically refined rice bran oil. *Grasas y Aceites*, 70(1), 1-7.
- Buchold, H. (1993). Enzymatic Separation of Phosphatides from Vegetable Oils. *Fat Sci. Technol*, 95, 300-304.

C

Références bibliographiques

- Chen, B., McClements, D. J., & Decker, E. A. (2011). Minor components in food oils: a critical review of their roles on lipid oxidation chemistry in bulk oils and emulsions. *Critical reviews in food science and nutrition*, 51(10), 901-916.
- Chen, B., McClements, D. J., Gray, D. A., & Decker, E. A. (2012). Physical and oxidative stability of pre-emulsified oil bodies extracted from soybeans. *Food Chemistry*, 132(3), 1514– 1520.
- Chung, J., Lee, J., & Choe, E. (2004). Oxydative stability of soy bean and sesam oil mixture during frying of flour dough. *Journal of Food science*, 69, (7), 574-578.
- COI. (2003). Codex Standard for Named Vegetable Oils. *Codex-Stan210-1999*.
- COI. (2005). Codex Standard for Named Vegetable Oils. *Codex-Stan210-1999*.
- Cossut, J., Defrenne, B., Desmedt, C., Erroul, S., Garnet, S., Humber, S., . . . Vidal, D. (2002). *Les Corps Gras : Entre Tradition et Modernité*.
- Cuvelier, M. E., & Maillard, M. N. (2012). Stabilité des huiles alimentaires au cours de leur stockage. *OCL - Oleagineux Corps Gras Lipides*, 19(2), 125–132.

D

- DallAcqua, S., Cervellati, S., Speroni, E., Costa, S., Guerra, M., Stella, L., . . . Gabriella, I. (2009). Phytochemical Composition and Antioxidant Activity of *Laurus nobilis* L. Leaf Infusion. *Journal of Medicinal Food*, 12(4), 869- 876.
- Derwiche, E., Zineb, B., & Abdellatif, B. (2009). Chemical Composition and Antibacterial Activity of Leaves Essential Oil of *Laurus nobilis* from Morocco. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, 3(4), 3818-3824.
- Dominguez, R., Pateiro, M., Gagaoua, M., Barbra, F., Zhang, W., & Lorenzo, J. (2019). A comprehensive Review on lipid oxydation in meat and meat products. *Antioxidants*, 8,429, 1-32.

E

- Elmasta, M., Gülçin, I., Iildak, O., Kufreviolu, O., Baoglu, K., & Aboul-Enein, H. (2006, September). Radical Scavenging Activity and Antioxidant Capacity of Bay Leaf Extracts. *Journal of the Iranian Chemical Society*, Vol. 3(No. 3), 258-266.

F

- Ferreira, A., Proença, C., Serralheiro, M., & Araújo, M. (2006). The in vitro screening for acetylcholinestrase inhibition and antioxidant activity of medicinal plants from Portugal. *Journal of Ethnopharmacology*, 108, 31-37.
- Flamini, G., Tebano, M., Cioni, P., Ceccarini, L., Ricci, A., & Longo, I. (2007). Comparison between the conventional method of extraction of essehtial oil of *Laurus nobilis* L. and a novel method, which uses microwaves, applied in situ, without resorting to an oven. *Journal of Chromatogr*, 1143, 36-40.
- François, R. (1974). *Les industries des corps gras : biochimie - extraction – raffinagenuisances et réglementation*. Edition : Tec et Doc- Lavoisier.

Références bibliographiques

- Frankel, E. (1998). *Lipid oxidation. The Oily Press* (Vol. vol. 10). Dundee, Scotland.
- Frenot, M., & Vierling, E. (2002). *Biochimie des aliments. Diététique du sujet bien portant* (éd. 2e édition).

G

- Garcia, A., Ruiz-Mandez, V., Romero, C., & Brenes, M. (2006). Effect of refining on the phenolic composition of crude olive oils. *JAOCS*, 83, 159-164.
- Garrido, R., & Juan, R. (1998). Raffinage physique. *Institut de la Grasas y aceites CSIC*.
- Gazzoni, D. (2016). *Soybean and bees*.
- Gertz, C., Klostermann, S., & Kochhar, S. P. (2000). Testing and comparing oxidative stability of vegetable oil and fats at frying temperature. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 102, 543-551.
- Ghazani, S. M., & Marangoni, A. G. (2013). Minor components in canola oil and effects of refining on these constituents: A review. *JAOCS, Journal of the American Oil Chemists Society*, 90(7), 923-932.
- Gilly, G. (2005). *Les plantes aromatiques et les huiles essentielles à grasse*.
- Goudable, J., & Favier, A. (1997). Radicaux libres oxygénés et antioxydants. *Nutr Clin Métabol*, 11, 115-120.
- Gülçin, İ. (2006). Antioxidant activity of caffeic acid (3, 4-dihydroxycinnamic acid). *Toxicology*, 217(2-3), 213-220.

H

- Hamitri-Guerfi, F., Ouahrani, S., Benbouriche, A., Bey, M. B., Boulekbache-Makhlouf, L., & Madani, K. (2020). Impact of the extraction method on physico-chemical proprieties, phytochemicals and biological activity of sesame seeds oil. *The Annals of the University Dunarea de Jos of Galati. Fascicle VI-Food Technology*, 44(1), 82-103.
- Hultin, H. (1992). *Lipid oxidation in fish muscle*. (G. Flick, & R. Martin, Éds.) Lancaster: Technomics Publishing Company Inc.
- Hultin, H. (1994). Oxidation of in seafoods. . *In Seafoods: Chemistry, Processing lipids*.
- Hung, W. Y., Cai, Y. Z., & Zhang, Y. (2010). Natural phenolic compounds from medicinal herbs and dietary plants : Potential use for cancer prevention. *Nutrition and Cancer*, 62(1), 1- 20.
- Huyut, Z., Beydemir, F. U., & Gülçin, E. (2017). Antioxidant and antiradical properties of selected flavoids and phenolic componds. *Biochemistry research international*, 1- 10.

J

Références bibliographiques

Jensen, G. S., Ginsberg, D. I., Huerta, P., Citton, M., & Drapeau, C. (2000). Consumption of *Aphanizomenon flos-aquae* has rapid effects on the circulation and function of immune cells in humans. *Journal of the American Nutraceutical Association*, 2, 50-58.

Jiménez-Herrera, S., Ochando-Pulido, J. M., & Martínez-Ferez, A. (2017). Comparison between different liquid-liquid and solid phase methods of extraction prior to the identification of the phenolic fraction present in olive oil washing wastewater from the two-phase olive oil extraction system. *Grasas y Aceites*, 68(3), 208.

Julianti, E., Jang, K., Lee, S., Lee, D., Mar, W., Oh, K., & Shin, J. (2012). Sesquiterpenes from the leaves of *Laurus nobilis* L. *Phytochemistry*, 80, 70-76.

K

Karima, O., Boumedienne, M., & touil Aicha, T. (2015). ETUDE DE L'EFFET D'HUILE ESSENTIELLE DE LAURIER NOBLE DE L'OUEST ALGÉRIEN SUR *SALMONELLA* SPP. IN VITRO ET IN VIVO. *European Scientific Journal*, ESJ, 11.

Khaled Khodja, Y., & al. (2022). Optimization of Phenolic Compound Recovery and Antioxidant Activity of Bay Leaves using Sequential and Response Surface Methodologies. *Current Bioactive Compounds*, 18(4), 28-37.

Kiritsakis, A., & Markakis, P. (2012). Olive Oil Analysis. *Essential oil sandwaxes*, 1–20. (H. Linskens, & J. Jackson, Éds.) NewYork.

Kivçak, B., & Mert, T. (2002). Preliminary evaluation of cytotoxic proprieties of *Laurus nobilis* leaf extracts. *Journal of Fitoterapia*, 73, 242-243.

Kpoviessi, D. S., Accrombessi, G. C., Kossouoh, C., Soumanou, M. M., & Moudachirou, M. (2004). Propriétés physico-chimiques et composition de l'huile non conventionnelle de pourghère (*Jatropha curcas*) de différentes régions du Bénin. *Comptes Rendus Chimie*, 7(10-11), pp. 1007-1012.

L

Laforêt, A. (2021, juin 14). Récupéré sur le blog Gallica.

Lee, K. Y., Rahman, M. S., Kim, A. N., Jeong, E. J., Kim, B. G., Lee, M. H., . . . Choi, S. G. (2021). Oil yield, physicochemical characteristics, oxidative stability and microbial safety of perilla seeds stored at different relative humidity. *Industrial Crops and Products*, 165(1), 1-9.

Liu, D., & Ma, F. (2011). Soybean phospholipid. *Recent Trends for Enhancing the Diversity and Quality of Soybean Products*, 483- 499. (D. Krezhova, Éd.) Rijeka, Croatia.

Lombardo, L., Grasso, F., Lanciano, F., Loria, S., & Monetti, E. (2018). Broad -spectrum health protection of extra virgin olive oil compounds. *Studies in natural products chemistry*, 57, 41-77.

Lourenço, S. C., Moldão-Martins, M., & Alves, V. D. (2019). Antioxidants of natural plant origins: From sources to food industry applications. *Molecules*, 24(22), 14–16.

Love, R. (1980). *The Chemical Biology of Fishes* (Vol. 2). Academic Press London.

Références bibliographiques

M

- Marc, F., Davin, A., Delgène-Brenbrahim, L., Ferrand, C., Baccaunaud, M., & Fritsch, P. (2004). Méthodes d'évaluation du potentiel d'antioxydant dans les aliments. *Médecine/sciences*.
- Matthäus, B. (2012). *Oil technology. In Technological Innovations in Major World Oil Crops* (Vol. 2). New York, NY: Springer.
- Mojca, Š., Petra, K., Majda, H., Andreja, R., Marjana, S., & Željko, K. (2005). Phenols, proanthocyanidins, flavones and flavonols in some plant materials and their antioxidant activities. *Journal microchemical*, 89, 191-198.
- Moure, A., Cruz, J. M., Franco, D., Domoanguez, J. M., Sineiro, J., Domoanguez, H., . . . Parajoa, J. C. (2001). Antioxydants naturels provenant de sources résiduelles. *Food chemistry*, 72, 145-171.

N

- Nayak, P. K., Dash, U., Rayaguru, K., & Krishnan, K. (2016). PHYSIO-CHEMICAL CHANGES DURING REPEATED FRYING OF COOKED OIL. *Jornal of food biochemistry*, 40, 371–390.
- Nayak, S., Nalabothu, P., Sandiford, S., Bhogadi, V., & Adogwa, A. (2006). Evaluation of wound healing activity of *Allamanda cathartica*. L. and *Laurus nobilis*. L. extracts on rats. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 6, 12.
- Nemzer, B., Yashin, A., Vedenin, A., Yashin, Y., Yashunsky, D., Nifantiev, N., & Kalita, D. (2019). Selected Powerful Natural Antioxidants : Structure, Food Sources, Antioxidant Activities, and Important Health Benefits. *Journal of Food Research*, 8(1), 60.
- Nour, V., Corbu, A. R., Rotaru, P., Karageorgou, I., & Lalas, S. (2018). Effect of carotenoids, extracted from dry tomato waste, on the stability and characteristics of various vegetable oils. *Grasas y Aceites*, 69 (1), 238-238.
- Novidzro, K. M., Wokpor, K., Fagla, B. A., Koudouvo, K., Dotse, K., Osseyi, E., & Koumaglo, K. H. (2019). Etude de quelques paramètres physicochimiques et analyse des éléments minéraux, des pigments chlorophylliens et caroténoïdes de l'huile de graines de *Griffonia simplicifolia*. *Intenatinal Journal of Biological and Chemical Sciences*, 13(4), 2360-2373.

P

- Pages, X., Morin, O., Birot, C., Gaud, M., Fazeuilh, S., & Gouband, M. (2010). Raffinage des huiles et des corps gras et élimination des contaminants. *Oléagineux, Corps Gras, Lipides*, 17(2), 86–99. doi:10.1051/occl.2010.030
- Pirisi, F., Cabras, P., Cao, C., Migliorini, M., & Magelli, M. (2000). Phenolic compounds in virgin oil. 2. Reappraisal of the extraction HPLC separation, and quantification procedures. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48 , 1191–1196.

Références bibliographiques

Platon, J. F. (1988). Raffinage de l'huile de soja. American soy bean association. *19*, 3-30.

Pouzet, A. (1992). *Soja In : Manuels des corps gras*. Technologies document, Lavoisier, Paris.

Q

Quezel, P., & Santa, S. (1963). *Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques et Méridionales, Tome II*. Paris: CNRS.

R

Régis, J., Joffre, F., & fine. (2016). Impact de la trituration et du raffinage sur la teneur en micronutriments des huiles végétales de colza, soja et tournesol. *V23*, P5.

Rolland, Y. (2004). Antioxydant naturels végétaux. Oléagineux, Corps gras, Lipides. *11(6)*, 419-424.

S

Saab, A., Tundis, R., Loizzo, M., Lampronti, I., Borgatti, M., Gambari, R., . . . Menichini, F. (2012). Antioxidant and antiproliferative activity of *Laurus nobilis* L.(Lauraceae) leaves and seeds essential oils against K562 human chronic myelogenous leukaemia cells. *Natural product research*, *26*, 1741-1745.

Scherer, R., & Godoy, H. (2009). Antioxidant activity index (AAI) by the 2, 2- diphenyl-1picrylhydrazyl methode. *Journal of Food Chemistry*, *112(3)*, 654-658.

Shahidi F.et Zhong, Y. .. (2010). Novel antioxidants in food quality preservation and health promotion. *Eur. J. LipidSci. Technol*, *112*, (9), 930-940.

Shahidi, F., Janitha, P. K., & Wanasundara, P. D. (1992). Phenolic Antioxidants. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *32(1)*, 67-103.

Sinnhuber, S. D. (1962). *Lipids and their oxidation*. inc. Westport, Connecticut: The Avi publishing company.

Stenson, D. F., & Min, D. B. (2000). Effects of β -carotene and lycopene thermal degradation products on the oxidative stability of soybean oil. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, *77(11)*, 1153-1160.

Swahn, J. Ö., & Ciano, M. (1993). *Lés épices*. Gründ.

T

Teuscher, E., Anton, R., & Lobstein, A. (2005). Plantes aromatiques : épices, aromates, condiments et huiles essentielles. *Tec & Doc*.

Tomović, V., Jokanović, M., Šojić, B., Škaljac, S., Ivić, M., & et, a. (2017, September). Plants as natural antioxidants for meat products. *In IOP conference series: earth and environmental science*, *85(1)*, 012030.

Tran Dang, X., Gu, G., Truong Ngoc, M., Tran Ngoc, Q., & Tran Dang, K. (2018). An Overview of Chemical Profiles, Antioxidant and Antimicrobial Activities of Commercial Vegetable Edible Oils Marketed in Japan.

Références bibliographiques

V

- Valesco, J., & Dobarganes, C. (2002). Oxidative 3- stability of virgin oil. *Eur. J. Lipid. Sci. Technol*, 104, 661-676.
- Vasquez, R. A., Janer, D. V., & Janer, D. V. (1973). Determinacion de los polifenoles totales del aceite de oliva. *Grasas y Aceites*, 24(6), 350–357.
- Verleyen, T., Sosinska, U., Ioannidou, S., Verhé, R., Dewettinck, K., Huyghebaert, A., & De Greyt, W. (2002). Influence of the vegetable oil refining process on free and esterified sterols. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 79(10), 947-953.
- Vinaixa, M., Vergara, A., Duran, C., Llobet, E., Badia, C., Brezmes, J., & Correig, X. (2005). Fast detection of rancidity in potato crisps using e-noses based on mass spectrometry or gas sensors. *Sensors and Actuators B: Chemical*, 106(1), 67-75.

W

- Warner, K. (2002). Chemistry of frying fats. *Food Lipids: Chemistry, Nutrition and Biotechnology*, 167-180. (C. C. Akoh, & D. Min, Édés.) New York.
- Wettasinghe, M., & Shahidi, F. (2000). Scavenging of reactive-oxygen species and DPPH free radicals by extracts of borage and evening primrose meals. *Journal of Food Chemistry*, 70 , 17-26.
- Wolff, J. (1968). *Manuel d'analyse des corps gras*. Azoulay d, Paris.
- Wu, G., Chang, C., Hong, C., Zhang, H., Huang, J., Jin, Q., & Wang, X. (2019). Phenolic compounds as stabilizers of oils and antioxidative mechanisms under frying conditions : A comprehensive review. *Trends in food sciences et thechnology*, 92, 33- 40.

Y

- Yakhlef1, G. (2010). Etude de l'activité biologique des extraits de feuilles de *Thymus vulgaris* L. et *Laurus nobilis* L. . *Thèse de magister. Université Hadj Lakhdar*. Batna.

Z

- Zubiria, L. (2021, avril 13). *le laurier, un arôme aux nombreux bienfaits*. Récupéré sur passeport santé nutrition:
https://www.passeportsante.net/fr/Nutrition/EncyclopedieAliments/Fiche.aspx?doc=laurier_nu

*21food.com. (s.d.).

Résumé

Cette étude a pour objectif l'extraction de composés phénoliques à partir de feuilles de laurier, comme antioxydants naturels, afin de les utiliser dans l'amélioration de la thermo-résistance de l'huile de soja. Différentes concentrations d'antioxydants sont ajoutées aux échantillons d'huile de soja (20, 40 et 60µg/l d'huile). L'effet des composés phénoliques du laurier sur la stabilité oxydative de l'huile de soja est évalué dans des conditions de traitement thermique à 170°C est suivie chaque 24h pendant 3 jours. L'évolution des états d'oxydation est mesurée par l'indice d'acidité, l'indice d'iode (Ii), l'indice de peroxyde (IP) et l'extinction spécifique aux UV. L'activité antioxydante est déterminée par le radical libre DPPH. Les résultats ont montré que l'huile contenant des composés phénoliques de laurier présentait un degré de détérioration inférieur à celui de l'huile témoin (sans ajout d'antioxydants). La meilleure stabilité oxydative de l'huile de soja est celle enrichie par les composés phénoliques de laurier à une concentration 60µg/ml (HSL60)

Mots clés : Huile de soja, laurier, composés phénoliques, antioxydants naturels, stabilité oxydative.

Abstract

This study aims to extract phenolic compounds from bay leaves, as natural antioxidants, in order to use them in improving the heat resistance of soybean oil. Different concentrations of antioxidants are added to the soybean oil samples (20, 40 and 60µg/l of oil). The effect of bay phenolic compounds on the oxidative stability of soybean oil is evaluated under heat treatment conditions at 170°C and monitored every 24 hours for 3 days. The evolution of the oxidation states is measured by the acid number, the iodine number (Ii), the peroxide number (IP) and the specific UV extinction. Antioxidant activity is determined by the free radical DPPH. The results showed that the oil containing bay phenolics showed a lower degree of deterioration than the control oil (without added antioxidants). The best oxidative stability of soybean oil is that enriched with bay phenolic compounds at a concentration of 60µg/ml (HSL60).

Keywords : Soybean oil, phenolics compounds, natural antioxidants, bay leaf, oxidative stability.