

République Algérienne démocratique et populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Frères Mentouri Constantine



Institut de la Nutrition, de l'Alimentation et des Technologies Agro-Alimentaires
(I.N.A.T.A.A)



Département de Technologie Alimentaire

N ° d'ordre :

N ° de série :

MEMOIRE

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de magister en sciences alimentaires
Option : technologie alimentaire

THEME

**Effet des procédés technologiques (industriel et artisanal)
sur quelques antioxydants de la conserve *Harissa***

Présenté par : M^{me} DJEBILI Samah

Soutenu le:

Devant le jury:

Présidente: KHARROUB K. Prof. (I.N.A.T.A.A, UFMC)

Promotrice: BARKAT M. Prof. (I.N.A.T.A.A, UFMC)

Examinatrice: BENATALLAH L. M CA (I.N.A.T.A.A, UFMC)

Examinatrice: BECILA S. MCA (I.N.A.T.A.A, UFMC)

Année universitaire 2015-2016

Dédicace

A mes chères parents qui veillent à mon épanouissement et mon soutien dans les moments difficiles de la vie et qui grâce à eux j'ai poursuivi mes études supérieurs

A mes chers frères Abderrahmane, Wassim Moubarak et Oussama, aussi à mes chères sœurs Hadjar, Asma et Amira

A mon cher mari Ali qui a partagé avec moi l'angoisse ainsi que la joie et qui a passionné avec moi pour finaliser ce travail

A mon bébé Raid Salah qui m'a apporté la joie d'être maman, et qui a partagé avec moi les moments difficiles de la pratique avant qu'il voit la lumière de l'univers

A mon adorable belle-mère qui m'a soutenu et m'a partagé le stress et l'angoisse pour terminer ce travail

A mon beau-père qui m'a soutenu pour terminer ce mémoire.

A mes beaux-frères Adel, Kamel, Abdeljalil, Bilel et Ancir.

A mes belle-sœurs Lebna et Djamila, Sonia, Rawia et Ahlem.

A tous mes amis et collègues

Remerciements

Nous remercions notre créateur Allah, Grand et Miséricordieux, le tout puissant pour le courage qu'il nous a donnés pour mener ce travail à terme.

Je commence par exprimer ma profonde reconnaissance et mes vifs remerciements au **Pr. BARKAT M.** qui m'a honoré en acceptant de diriger ce travail, pour ses encouragements, ses conseils, sa disponibilité et surtout pour sa patience dans la correction de ce mémoire. J'ai été satisfait de votre qualité exceptionnelle de bonne enseignante, merci de m'avoir guidé avec patience et d'avoir consacré autant d'heures pour les corrections de ce manuscrit ; je ne peux, Madame, que sincèrement vous exprimer mon respect et mon gratitude.

Je tiens à remercier **Pr. KHAROUB K.** d'avoir accepté la présidence du jury de mon travail, qu'il trouve ici toutes mes expressions respectueuses.

Je tiens à remercier **Dr. BECILA S.** d'avoir accepté de faire partie des membres du jury de mon travail. Je tiens à vous remercier pour tout ce que vous m'avez apporté tout au long de mes études. Vous avez su faire partager votre expérience et vous m'avez guidé dans le monde de la recherche scientifique.

Je tiens à exprimer ma très grande considération, et mon profond respect au **Dr. BENATALLAH L.**, d'avoir accepté de juger ce modeste travail, malgré toutes ses responsabilités et ses nombreuses occupations. Vous trouvez ici toutes mes expressions respectueuses.

Nos remerciements s'adressent au chef du laboratoire de la conserverie Amar Ben Amar, Guelma, pour avoir mis à notre disposition le matériel demandé.

Mes sentiments de reconnaissance et mes remerciements vont aussi à **M. GAGAOUA** membre de l'équipe MAQUAV, laboratoire de biotechnologie et qualité des aliments (BIOQUAL), INATAA, UPMC, pour avoir mis à notre disposition le matériel et réactifs demandés, pour leur aide et leur soutien.

Je ne remercierai jamais assez **Mlle. HAFID Kahina**, chère amie, pour son aide et soutien dans les moments difficiles. Je tiens à remercier aussi mon amie **Leulmi Imene**, qui j'ai vécu ces trois dernières années, pour son encouragement et aide.

Je tiens à remercier également le Laboratoire de ALNTA., INATAA, UPMC, pour avoir mis à notre disposition le matériel demandé.

Je tiens à remercier **M. Drardja Alla**, **M. El-Hadef El-Okki** et sa femme pour leur aide et soutien durant la réalisation de ce travail.

Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des abréviations	

Introduction	01
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	
1. Généralités sur le piment.	03
1.1. Historique	03
1.2. Production de piments	03
1.3. Préparation et consommation	04
1.4. Etymologie et dénominations de piments	04
1.5. Taxonomie et description botanique	05
1.6. Variétés de piments	06
1.7. Composition biochimique de piments	07
2. Principaux antioxydants de piments	08
2. 1. Caroténoïdes	08
2.1.1. Généralités	08
2.1.2. Classification	10
2.1.3. Biosynthèse	11
2.1.4. Propriété antioxydante	12
2.1.5. Caroténoïdes de piment	13
2.1.5.1. Localisation	13
2.1.5.2. Couleur de fruit	14
2.1.5.3. Teneur en caroténoïdes	14
2.1.5.4. Facteurs influençant la teneur en caroténoïdes	15
2.2. Polyphénols	19
2.2.1. Généralités.	19
2.2.2. Principales classes des polyphénols	20
2.2.2.1. Acides phénoliques	20
2.2.2.2. Flavonoïdes	20
2.2.2.3. Stilbènes	21
2.2.2.4. Lignines et subérines	21
2.2.2.5. Tanins	22
2.2.2.6. Capsaicinoides	22
2.2.3. Biosynthèse des composés phénoliques	23
2.2.4. Propriétés antioxydantes	24
2.2.5. Propriétés anti-bactériennes et anti-fongiques	25
2.2.6. Propriétés organoleptiques	25
2.2.7. Localisation des polyphénols	26
2.2.8. Teneur en polyphénols dans le piment	27
2.2.9. Facteurs influençant la teneur en Polyphénols	27
3. Préservation et transformation du piment	30
3.1. Stockage des fruits du piment	30
3.2. Préservation et transformation	30
3.2.1. Le séchage (déshydratation)	32
3.2.1.1. Séchage sous soleil	31
3.2.1.2. Séchage à l'aide d'un séchoir solaire et mécanique	31
3.2.1.3. Piments séché	31
3.2.2. Saumurage et marinage	31

3.2.3. Transformation en sauces ou purée	32
MATERIEL ET METHODES	
1. Démarche expérimentale	35
2. Matériel végétal (piments)	37
3. Procédés de fabrication de la conserve <i>Harissa</i>	37
3.1. Procédé industriel	37
3.1.1. Diagramme industriel de fabrication	37
3.1.2. Prélèvements	37
3.2. Procédé artisanal (traditionnel)	39
3.2.1. Enquête réalisée	39
3.2.2. Nombre et type de questions	39
3.2.3. Présentation des volets du questionnaire	39
3.2.4. Difficultés rencontrées au cours de la réalisation de l'enquête	39
3.2.5. Conversion, codage et saisie des données de l'enquête	40
3.2.6. Saisie et traitement statistique des données de l'enquête	40
3.3. Diagramme traditionnel de fabrication et prélèvements	40
4. Méthodes d'analyses	42
4.1. Détermination du pH	42
4.2. Détermination du Brix	42
4.3. Détermination de la teneur en eau	42
4.4. Détermination de la teneur en cendres	43
4.5. Détermination et évaluation de la teneur en β -carotène, lycopène et chlorophylle	44
4.6. Evaluation de la couleur	44
4.7. Extraction et dosage des caroténoïdes totaux	45
4.8. Extraction et dosage des composés phénoliques	47
4.8.1. Extraction	47
4.8.2. Dosage des polyphénols totaux	48
4.8.3. Dosage des flavonoïdes	50
4.8.4. Dosage des tanins	52
5.9. Activité antioxydante des extraits polyphénoliques	54
5.10. Analyses statistiques	55
RÉSULTATS ET DISCUSSION	
1. Traitement d'enquête	56
1.1. Renseignements sur les sujets enquêtés	56
1.2. Renseignements sur les piments piquants consommés	57
1.3. Renseignements sur la fabrication traditionnelle de la conserve <i>Harissa</i> dans la région de Constantine	59
2. Procédés conserve <i>Harissa</i>	65
2.1. Taux d'humidité	65
2.1.1 Procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle	65
2.1.1.1 Impact des opérations du procédé industriel sur la teneur en eau	65
2.1.1.2. Effet lots sur la teneur en eau	66
2.1.2 Procédé conserve <i>Harissa</i> traditionnelle	67
2.2.pH	68
2.2.1. Procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle	68
2.2.1.1.Impact des opérations du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle sur le pH	68
2.2.1.2.Effet lots sur le pH	68
2.2.2. Procédé conserve <i>Harissa</i> traditionnelle	69

2.3. Taux de Brix	70
2.3.1. Procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle	70
2.3.2.1. Impact des opérations du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle sur le Brix	70
2.3.2.2. Effet lots sur le Brix	71
2.3.1 Procédé conserve <i>Harissa</i> traditionnelle	71
2.4 Taux de cendres	72
2.4.1 Procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle	72
2.4.1.1 Impact des opérations du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle sur le taux de cendres	72
2.4.1.2 Effet lots sur la teneur en cendres	73
2.4.2 Procédé Conserve <i>Harissa</i> traditionnelle	73
2.5. Couleur	74
2.5.1 Procédé industriel	74
2.5.1. Effet lots sur les paramètres de la couleur	74
2.5.2. Impact des traitements du procédé <i>Harissa</i> industrielle sur les paramètres de la couleur	75
2.5.2. Procédé traditionnel	77
2.6. Caroténoïdes, β -carotène, lycopène et chlorophylle	79
2.6.1 Procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle	79
2.6.1.1 Caroténoïdes totaux	79
2.6.1.2. β -Carotène	82
2.6.1.3. Lycopène	83
2.6.1.4. Chlorophylle	85
2.6.2 Procédé traditionnel	89
2.7. Polyphénols, flavonoïdes et tanins	90
2.7.1 Procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle	90
2.7.1.2. Teneurs en polyphénols, flavonoïdes et tanins des piments frais	90
2.7.1.2.1. Impact des différents traitements du procédé industriel sur la teneur en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins	92
2.7.1.2.2. Effet lots	97
2.7.2. Procédé conserve <i>Harissa</i> traditionnelle	99
2.7.2.1. Teneurs en polyphénols, flavonoïdes et tanins des piments frais	99
2.7.2.2. Impact des différents traitements du procédé traditionnel sur la teneur en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins	99
2.8. Activité antioxydante	101
2.8.1. Procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle	101
2.8.2 Procédé conserve <i>Harissa</i> traditionnelle	103
Conclusion générale	105
Références bibliographiques	106
Annexes	

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Coupe longitudinale d'un piment, A : piment vert frais ; B : piment rouge séché (Tellez Perez, 2013)	6
Figure 2 : structure des caroténoïdes (Delgado-Vargas et Paredes-Lopez 2002 ; Socaciu 20007).....	10
Figure 3 : Structure des principaux caroténoïdes dans le piment rouge (Arimboor <i>et al.</i> , 2014).....	15
Figure 5. Schéma récapitulatif de la expérimentale démarche suivie	36
Figure 6. Procédé de fabrication de la conserve <i>Harissa</i> appliqué au niveau de l'unité Amor Benamor.....	38
Figure 7. Diagramme de fabrication de la conserve <i>Harissa</i> traditionnelle.....	41
Figure 8. Repérage des couleurs selon le système L*a*b* (Moëvi, 2006)	44
Figure 9. Récapitulation des étapes d'extraction et de dosage des caroténoïdes (Kumar Shaha <i>et al.</i> , 2013).....	46
Figure 10. Courbe d'étalonnage pour la quantification des caroténoïdes totaux.....	47
Figure 11. Récapitulation des étapes d'extraction des polyphénols	48
Figure 12. Récapitulation des étapes de dosage des polyphénols totaux.....	49
Figure 13. Courbe d'étalonnage pour la quantification des polyphénols totaux.....	50
Figure 14. Récapitulation des étapes de dosage des flavonoïdes (Bahorun <i>et al.</i> , 1996).....	51
Figure 15. Courbe d'étalonnage pour la quantification des flavonoïdes.....	52
Figure 16. Récapitulation des étapes de dosage des tanins de (Hagerman et Butler, 1978) citée par (Shahidi et Naczki 2004).....	53
Figure 17. Courbe d'étalonnage pour la quantification des tanins.....	54
Figure 18. Récapitulation des étapes d'évaluation de l'activité antioxydante (Kumar Shaha <i>et al.</i> , 2013).....	55
Figure 19. Répartition des sujets selon leur âge.....	56
Figure 20. Répartition des sujets selon leur activité vis-à-vis du piment.....	57
Figure 21. Principaux critères pour l'achat des piments	58
Figure 22. Variétés de piments achetées par les enquêtés	59
Figure 23. Différentes formes de consommation de piments	59
Figure 24. Raisons de transformation de piments en <i>Harissa</i>	60
Figure 25. Supports utilisés pour le séchage partiel de piments.	60
Figure 26. Critères pour arrêter la cuisson de piments	61

Figure 27. Différents ingrédients ajoutés à la pulpe de piments	62
Figure 28. Différents critères exigés pour une conserve <i>Harissa</i> de bonne qualité.....	62
Figure 29. Différences entre conserve <i>Harissa</i> traditionnelle et industrielle	63
Figure 30. Variation de la teneur en eau (en %) au cours du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle pour les trois	65
Figure 31. Evolution de l'activité antioxydante au cours du procédé <i>Harissa</i> industrielle.....	101
Figure 32. Evolution de l'activité antioxydante au cours du procédé conserve <i>Harissa</i> traditionnelle	103

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 01 : Différents morphologiques entre les cinq espèces principales (Krishna De, 2004)	6
Tableau 02 : La composition nutritionnelle du piment rouge (Charles, 2013).....	8
Tableau 03. Préparation des dilutions de B-carotène pour la réalisation de la courbe standard des caroténoïdes totaux	47
Tableau 04. Préparation des dilutions de l'acide gallique pour la réalisation de la courbe standard des polyphénols totaux.....	50
Tableau 05. Préparation des dilutions de la quercétine pour la réalisation de la courbe d'étalonnage des flavonoïdes totaux	51
Tableau 06. Préparation des dilutions de la quercétine pour la réalisation de la courbe d'étalonnage des tanins	53
Tableau 07. Niveaux d'instruction des sujets interrogés	57
Tableau 08. Récapitulation des diagrammes de fabrication de la conserve <i>Harissa</i> traditionnelle	64
Tableau 9. Analyse des différences entre les traitements du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle pour la teneur en eau (en %)($p \leq 0,05$)	66
Tableau 10. Analyse des différences entre les lots pour le procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle par rapport à la teneur en eau (en %) ($p \leq 0,05$)	66
Tableau 11. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> traditionnelle par rapport à la teneur en eau (ou Humidité en %) ($p \leq 0,05$).....	67
Tableau 12. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> traditionnelle pour le pH ($p \leq 0,05$).....	68
Tableau 13. Analyse des différences entre les lots pour le procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle par rapport au pH ($p \leq 0,05$)	69
Tableau 14. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> traditionnelle pour le pH ($p \leq 0,05$).....	69
Tableau 15. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle pour le taux de Brix ($p \leq 0,05$).....	71
Tableau 16. Analyse des différences entre les lots pour le procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle par rapport au taux de Brix ($p \leq 0,05$).....	71

Tableau 17. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> pour le taux de Brix ($p \leq 0,05$).....	72
Tableau 18. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle pour le taux de cendres (en %) ($p \leq 0,05$).....	73
Tableau 19. Analyse des différences entre les lots du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle pour le taux de cendres (en %) ($p \leq 0,05$).....	73
Tableau 20. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> traditionnelle pour le taux de cendres ($p \leq 0,05$).....	73
Tableau 21. Analyse des différences entre les lots du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle pour les indices de la couleur ($p \leq 0,05$).....	75
Tableau 22. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle pour les indices de la couleur ($p \leq 0,05$).....	77
Tableau 23. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> traditionnelle pour les paramètres de la couleur ($p \leq 0,05$).....	78
Tableau 24. Analyse des différences entre les trois lots pour les teneurs en caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle exprimées en mg par rapport à la matière fraîche (MF) et sèche (MS) des piments ($p \leq 0,05$).....	79
Tableau 25. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle pour la teneur en caroténoïdes (mg/100g de MS), β -carotène (mg/100g de MS), lycopène (mg/100g de MS) et chlorophylle (mg/100g de MS) ($p \leq 0,05$).....	87
Tableau 26. Analyse des différences entre les lots de transformation en conserve <i>Harissa</i> industrielle pour la teneur en caroténoïdes (mg/100g de MS), β -carotène (mg/100g de MS), lycopène (mg/100g de MS) et chlorophylle (mg/100g de MS) ($p \leq 0,05$).....	88
Tableau 27. Teneurs en caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle exprimées en mg par rapport à la matière fraîche (MF) et sèche (MS) des piments ($p \leq 0,05$).....	79
Tableau 28. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> industrielle pour la teneur en caroténoïdes (mg/100g de MS), β -carotène (mg/100g de MS), lycopène (mg/100g de MS) et chlorophylle (mg/100g de MS) ($p \leq 0,05$).....	90

Tableau 29. Analyse des différences entre les trois lots pour les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins exprimées en mg par rapport à la matière fraîche et sèche des piments ($p \leq 0,05$).....	91
Tableau 30. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve <i>Harissa</i> pour la teneur en polyphénols totaux (mg GAE/100g MS), en flavonoïdes (mg QE/100g MS) et en tanins (mg TE/100g MS) ($p \leq 0,05$).....	97
Tableau 31. Analyse des différences entre les lots de transformation en conserve <i>Harissa</i> industrielle pour la teneur en polyphénols totaux (mg GAE/100g MS), en flavonoïdes (mg QE/100g MS) et en tanins (mg TE/100g MS) ($p \leq 0,05$).....	98
Tableau 32. Teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins exprimées par rapport à la matière fraîche et sèche des piments ($p \leq 0,05$)	99
Tableau 33. Analyse des différences entre les étapes de transformation en conserve <i>Harissa</i> traditionnelle pour la teneur en polyphénols totaux (mg GAE/100g MS), en flavonoïdes (mg QE/100g MS) et en tanins (mg TE/100g MS) ($p \leq 0,05$).....	100

LIST DES ABREVIATIONS

AFNOR	Association française de normalisation
ANOVA	Analysis of variance
BIOQUAL	Biotechnologie et qualité des aliments
BSA	Bovin serum albumin
Cd	Teneur en cendres
DPPH	2,2'-diphenyl-1-picrylhydrazyl.
ERO	Espèces réactives de l'oxygène
GAE	Gallic acid equivalent
HPLC	High performance liquid chromatography
MF	Matière fraîche
MO	Matière organique
MS	Matière sèche
PAL	Phénylalanine ammonia-lyase
PPO	Polyphenol-oxidase
QE	Quercétine équivalents
RO[•]	Alkoxy
ROO[•]	Peroxy
TE	Acide tannique équivalents
TEA	Triéthanolamine ou Trolamine (C ₆ H ₁₅ NO ₃)
UFMC	Université frères Mentouri

Introduction

INTRODUCTION

Plusieurs études épidémiologiques et cliniques confirment le rôle incontestable de la consommation régulière de fruits et légumes dans la réduction du risque des cancers et des maladies chroniques. Ce constat semble d'autant plus important que la prévention de ces pathologies est devenue une stratégie extrêmement intéressante. Ces vertus sont attribuées entre autre, à des nutriments ou phytonutriments (Derbel et Ghedira, 2005) qui constituent un ensemble hétérogène de substances présentes dans les aliments végétaux. Plus particulièrement les caroténoïdes et les composés phénoliques qui sont connus depuis longtemps pour leur effet antioxydant. Leur effet protecteur est dû à leur capacité à neutraliser les radicaux libres (Amiot et *al.*, 2012).

Le piment, appartenant au genre *Capsicum*, est l'un des légumes les plus consommés dans le monde (Toukam, 2010). Il contient un niveau élevé en composés phytochimiques qui peuvent contribuer à son activité antioxydante (Chen et Kang, 2013). Il représente une source riche en composés phénoliques, capsaïcinoïdes, caroténoïdes, chlorophylles (Alvarez-Parrilla et *al.*, 2012) et vitamines (A, B1, B2, B3, C, et E) (Soum Sanogo, 2003). Cependant, la teneur du piment en ces antioxydants peut varier selon plusieurs facteurs, notamment le stade de maturation, l'hybridation, les conditions agro-climatiques, les conditions de récolte, le stockage et le processus technologique de transformation (Iqbal et *al.*, 2013).

Plusieurs légumes, parmi lesquels figurent le piment, peuvent être consommés cuits ou crus, juste après cueillette comme ils peuvent être exposés sur le marché plusieurs jours pour différentes raisons (prix coûteux, exposés en grande quantité, etc.). Pour pallier à ce problème, certaines familles et industriels recourent au stockage (par séchage ou congélation) ou à la transformation de la matière première (conserves, poudre, etc.). L'effet de la transformation et du stockage ainsi que l'impact des différents modes de cuisson sur la capacité antioxydante et la teneur en composés polyphénoliques et en caroténoïdes de ces aliments n'ont pas été largement étudiés.

Concernant le piment rouge, il est consommé dans le monde entier avec une demande accrue, sous forme fraîche ou transformée en colorants naturels (paprika, etc.) ou encore sous forme de purée de pulpe de piments (conserves). En effet, la popularité du piment est dérivée d'une combinaison de différents critères : la couleur, la saveur et le goût brûlant (Giuffrida et *al.*, 2013).

Le piment, comme les autres légumes, est périssable. Des grandes pertes sont causées par les mauvaises conditions de stockage et de marketing (Ozgur et *al.*, 2011). Les transformations les plus communes des piments sont le séchage, la mise en conserve, le saumurage et la transformation en sauce (Tellez Perez, 2013). D'après la littérature disponible, plusieurs études sur les caractéristiques physicochimiques des variétés des piments (acidité, couleur...), leur composition en composés bioactifs (polyphénols, caroténoïdes, vitamine C, ect.) et leur propriété antioxydante ont été réalisées. Cependant, les travaux sur les sauces à base de piments et spécialement la conserve *Harissa* ainsi que le suivi quantitatif des polyphénols et des caroténoïdes durant les différents procédés de transformation de ce produit sont rares.

Ce travail est réalisé dans cette optique, il a pour objectif d'étudier l'impact des différentes opérations unitaires du procédé conserve *Harissa* (broyage, blanchiment, etc.) à l'échelle industrielle et artisanale par l'évaluation de quelques composés ayant un pouvoir antioxydant (composés polyphénoliques et caroténoïdes) du piment. Pour atteindre cet objectif, une démarche a été adoptée : suivi et prélèvement des échantillons auprès d'une entreprise industrielle et réalisation d'une enquête pour établir un diagramme de fabrication de conserve *Harissa*.

Nous avons jugé utile de structurer ce manuscrit en trois principaux chapitres, en plus de l'introduction et la conclusion générale avec ses perspectives. Le premier chapitre sera consacrée à la revue bibliographique mettant l'accent sur des généralités sur le piment, les composés phénoliques, les caroténoïdes, le procédé de transformation *Harissa*, ainsi que la conservation du piment.

Le deuxième chapitre présente la démarche adoptée, la description de l'unité spécialisée dans la production industrielle de conserve *Harissa*, les volets de l'enquête réalisée pour la préparation de conserve *Harissa* traditionnelle, les diagrammes des procédés appliqués et les prélèvements effectués. Il traite aussi les analyses physicochimiques réalisées, les techniques d'extraction et de dosage des polyphénols totaux, flavonoïdes, tanins et caroténoïdes, l'évaluation de l'activité antioxydante des extraits phénoliques ainsi que les analyses statistiques employées.

Le troisième chapitre regroupe les principaux résultats obtenus pour les deux procédés (industriel et artisanal).

Synthèse Bibliographique

1. Généralités sur le piment

1.1. Historique

Le piment est originaire d'Amérique central et d'Amérique du Sud. On trouve la totalité des espèces sauvages (environ 25) dans cette région. Les formes cultivées ont été domestiquées aux temps préhistorique (Gruben, 2004).

Le piment est largement cultivé depuis le XVIII^e siècle, il a été déjà utilisé au Mexique 7000 à 50000 av. J.-C. et introduit en Europe occidentale au XV^e siècle par Christophe Colomb, dès son premier voyage en 1493, et en Afrique et Asie à la faveur des voyageurs vers les comptoirs portugais et espagnols. Sa diffusion a aussi été assurée par les missionnaires franciscains et jésuites. Le bassin méditerranéen et l'Asie du Sud-Est ont constitué des centres secondaires de diversification. En Europe de l'Ouest, sa culture s'est répandue d'abord dans la péninsule ibérique, puis ce nouveau produit fut rapidement adopté en tant qu'épice appréciée par les marins notamment, en raison de ses propriétés antiscorbutiques (Doré et Varoquaux, 2006).

En 1846, Tresh a réussi de cristalliser le composé actif du piment piquant, et il a nommé la substance capsaïcine, dont sa structure a été déterminée par Nelson et Dowson dans le début de 20^{ième} siècle (Barceloux, 2009). Aujourd'hui le piment est cultivé dans presque tous les pays du monde (Del Medico, 2014).

1.2. Production de piments

Le piment est l'un des épices les plus anciens dans le monde (Giuffrida et al., 2013). Il est probablement l'épice le plus populaire dont 20% de la population mondiale l'utilise sous une forme ou d'autre (AnwarulHuq et Mohamed Arshad, 2010). Aujourd'hui, le piment est cultivé dans le monde entier (Chales, 2013) et joue un rôle socioéconomique important (Soum Sanogo, 2003). En fait, durant les 10 dernières années, sa culture a été consolidée sur de nombreux pays, présentant une croissance moyenne de 7% par an dans le monde.

En 2011, la production mondiale de piment était estimée à 27 277 149 tonnes, dont la Chine, le Mexique, la Turquie, l'Indonésie, les États-Unis d'Amérique, l'Espagne, l'Égypte, le Nigeria, l'Algérie et des Pays-Bas étant les 10 pays les plus producteurs du piment, l'Algérie a participé avec 400 000 tonnes. Dans le cas du piment séché, la production mondiale était de 3 118 466 tonnes. L'Inde, la Chine, le Pakistan, le Pérou, la Thaïlande, le Myanmar, le

Bangladesh, le Viet Nam, le Ghana et le Nigeria représentent les 10 grands producteurs de piment séché (Téllez Pérez, 2013).

1.3. Préparation et consommation

Les fruits de *Capsicum* sont très appréciés un peu partout dans le monde. Le piment peut être consommé à l'état frais de manière directe, il est souvent associé en mélange avec divers autres légumes. A l'état déshydraté, le piment est utilisé sous forme de poudre et sert dans les assaisonnements des plats, des viandes braisées etc. (Kouassi Kouassi et Koffi-Nevry, 2012). Il est utilisé avec d'autres ingrédients pour produire des sauces à goût brûlant (Sinha et Petersen, 2011) ou des sauces de piment tel que la *Harissa* (Charles, 2013). Les piments peuvent aussi être mis en conserve, marinés, transformés en gelées et en condiments séchés ou fumés (Sinha et Petersen, 2011).

1.4. Etymologie et dénominations de piments

Le nom botanique du piment est *Capsicum* dérivé du latin *capsa* (Couplan, 2012), signifiant boîte ou étui. Cela décrit parfaitement le fruit du piment qui est une petite boîte contenant le placenta sur lequel sont rangées les précieuses graines. Il n'y a pas de pulpe ou de gel comme chez la tomate (Paloix et al., 2003). Il provient aussi du latin *pigmentum*, matière colorante, terme employé à propos de plantes condimentaires possédant des propriétés tinctoriales. Le sens actuel proviendrait de l'espagnol *pimiento*, de même origine, désignant ce végétal aux fruits brûlants (Couplan, 2012).

Les fruits du piment ou bien les plantes du genre *Capsicum* ont des noms variables dépendant de la région et du type (Tiwari, 2010). Le nom générique piment désigne bien les variétés à petits fruits brûlants tout comme celles à gros fruits doux (Toukam, 2010). D'après Paloix et al. (2003), trois dénominations sont utilisées en France :

- "Piment" est le plus commun et le plus général.
- "Poivron" est un terme utilisé dans le midi de la France pour caractériser des piments doux à très gros fruits.
- "Parpika" est un terme qui signifie en français la poudre de piment séché qui peut être douce ou piquante suivant les spécifications.

1.5. Taxonomie et description botanique

Le piment est le fruit des espèces variables du genre *Capsicum* qui appartient à la famille des *Solanacées* (Barceloux, 2009; Tiwari, 2010) dont cette famille comprend aussi la tomate, l'aubergine et la pomme de terre (Pickersgill, 2003).

Les fruits du piment sont considérés comme des légumes, mais botaniquement parlant, ils sont des baies. En fait, ils sont généralement classés selon les caractéristiques de fruits (goût piquant, couleur, forme de fruits, etc.) (USDA, 2013).

La Classification botanique internationale de Cronquist pour le piment est la suivante (Goetz et Le Jeune, 2012) :

Règne	<i>Plantae</i>
Sous-règne	<i>Tracheobionta</i>
Superdivision	<i>Spermatophyta</i>
Division	<i>Magniolophyta</i>
Classe	<i>Magniolopsida</i>
Sous-classe	<i>Asteridae</i>
Ordre	<i>Solanales</i>
Famille	<i>Solanaceae</i>
Genre	<i>Capsicum</i>
Espèce	<i>Capsicum annuum</i>

Le piment est une plante annuelle, autogame préférentielle et multipliée par semences (Doré et Varoquaux, 2006). Ses feuilles sont ovales, lancéolées, groupées par trois. Ses fleurs sont de couleur blanche pale, à raison de cinq à sept, disposées par paire ou solitaires.

Le fruit du piment est une baie peu charnue renfermant de nombreuses graines jaunâtres sur de très gros placentas (Goetz et Le Jeune, 2012), de couleur différente selon les variétés (rouge, jaune, orange ou brune), et de forme variée (conique, sphérique, carrée ou allongée). Il est doux à fort. Il est vert puis prend sa couleur définitive en murissant (Renaud, 2003).

La graine du piment est assez petite, plate et lisse (Figure 6). Sa longévité est de l'ordre de 5 ans. Pour les formes cultivées, il faut environ 150 g de fruits pour obtenir 1 Kg de semences (Palloix et *al.*, 2003).

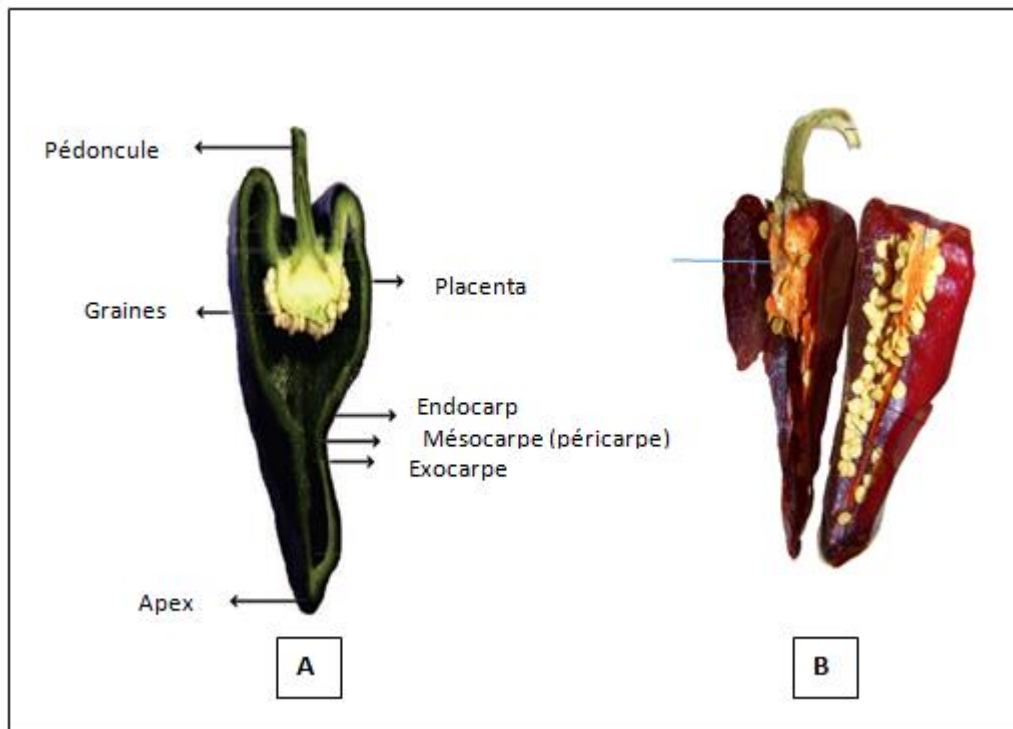


Figure 1. Coupe longitudinale d'un piment, **A** : piment vert frais ;
B : piment rouge séché (Tellez Perez, 2013)

1.5. Variétés de piments

Le genre *Capsicum* comprend 25 espèces sauvages et 5 domestiquées (*C. annuum* L., *C. frutescens* L., *C. chinense* Jacq, *C. baccatum* Jacq, et *C. pubescens* L.), qui incluent plus de 200 variétés, mais il y'a peu de variétés qui ont été étudiées en détail (Pugliese et al., 2013). Le *Capsicum annuum* est l'espèce la plus répandue et la plus cultivée dans les pays tempérées et subtropicales (Kothari et al., 2010).

Tableau 01. Différences morphologiques entres les principales espèces de piments (Krishna De, 2004)

Espèces	Couleur des fleurs	Nombre Nœuds/fleur	Couleur des graines	Constriction de calice
<i>C. annuum</i>	Blanche	1	jaunâtre	absent
<i>C. frutescens</i>	Verdâtre	2-5	jaunâtre	absent
<i>C. chinense</i>	Blanche/ verdâtre	2-5	jaunâtre	absent
<i>C. baccatum</i>	Blanche avec taches jaunes	1-2	jaunâtre	absent
<i>C. pubescens</i>	Pourpre	1-2	noir	absent

1.6. Composition biochimique de piments

Le piment représente une source importante en nutriments dans la consommation humaine (Shaha et *al.*, 2013). Sa composition se distingue par une teneur élevée en eau (83%) (Sinha et Petersen, 2011), et une faible valeur énergétique (25 Kcal pour 100g) (Samira et *al.*, 2013). La valeur nutritionnelle du piment rouge est donnée dans le tableau 2.

Le piment est largement utilisé dans plusieurs régions du monde grâce à ses caractéristiques sensorielles : couleur, arôme, goût piquant et flaveur (Siddiqui et *al.*, 2013). Les fruits murs du piment sont riches en pigments tels que les caroténoïdes et les xanthophylles (Grubben et Denton, 2004) dont la couleur rouge est due principalement aux capsanthine et capsorubine qui appartiennent au groupe des caroténoïdes (Topuz et Ozdemir, 2007).

La source principale du goût piquant dans le piment est due à un complexe d'alkaloïdes appelé capsaïcinoïdes. Le capsicum contient plus de 1,5% des principaux composés piquants, qui sont la capsaïcine, la dihydrocapsaïcine et autres. La composition du piment en capsaïcinoïdes diffère selon les variétés (Charles, 2013).

Le goût et la saveur des piments dépendent d'autres composés. Le glucose et le fructose donnent le goût doux au poivron. Un composé volatil, le 2-méthoxy-3-isobutyl-pyrazine, donne la saveur et l'odeur typiques du poivron. Les fruits du piment contiennent plus de 100 composés qui contribuent à sa saveur et à son arôme (Grubben et Denton, 2004). Le piment contient une faible quantité en huiles essentielles mais avec plus que 125 composés (Charles, 2013). Les piments sont riches en polyphénols, en particulier les flavonoïdes, quercétine et lutéoléine (MeyChuah et *al.*, 2008), et représentent une source excellente en vitamine C, vitamine A et la plupart des vitamines du groupe B (en particulier B₆) dont la teneur est plus élevée lorsque le fruit est mûr. Le piment piquant contient aussi une quantité considérable en potassium, magnésium et en fer (Sinha et Petersen, 2011).

La composition du piment en composés photochimiques est influencée par plusieurs facteurs tels que les conditions climatiques, temps de récolte, génotype et technique de culture (Menichini et *al.*, 2009), ainsi que la durée de stockage et la transformation (Iqbal et *al.*, 2013)

Tableau 02 . Composition nutritionnelle du piment rouge (Charles, 2013).

Nutriments	Unité	Valeur pour 100 g
Eau		8.05
Energie	kcal	318
Protéine	g	12.01
Lipides totaux	g	17.27
Carbohydate	g	56.63
Fibre	g	27.2
Sucres totaux	g	10.34
Calcium, Ca	mg	148
Vitamine C	mg	76.4
Vitamine B ₆	mg	2 450
Vitamine B ₁₂	µg	0.00
Vitamine A	UI	41,610
Vitamine D	UI	0
Vitamine E (alpha tocopherol)	mg	29.83
Acides gras saturés	g	3 260
Acides gras monoinsaturés	g	2 750
Acides gras polyinsaturés	g	8 370

2. Principaux antioxydants de piments

2.1. Caroténoïdes

2.1.1. Généralités

Les caroténoïdes sont des métabolites secondaires des plantes (Arscott., 2013). Ils représentent les deuxièmes pigments naturels les plus abondants sur terre, avec plus de 750 membres (Nisar et *al.*, 2015), mais seulement 40 sont présents dans l'alimentation humaine, et approximativement 20 ont été identifiés dans le sang et les tissus humains. Les caroténoïdes sont synthétisés par tous les organismes photosynthétiques, de même par certains organismes non photosynthétiques bactéries et champignons (Woodside et *al.*, 2015). Quoique les humains et mêmes les animaux sont incapables de synthétiser les caroténoïdes, leur présence est due à l'apport alimentaire (Arimboor et *al.*, 2014; Woodside et *al.*, 2015).

Les caroténoïdes sont des pigments appartenant à la famille des terpénoides en C₄₀ (Rambour, 2003). Ces composés sont des isoprénoides polyènes formés par la condensation de 8 unités isoprènes (C₅) (figure 2), dont cet arrangement des unités est réservé pour le centre de la molécule. Les caroténoïdes des aliments sont généralement C₄₀ tétraterpénoides dérivés de la forme conjuguée de lycopène polyène (C₄₀H₅₆) par des réactions variées (Preedy, 2008).

Comme les caroténoïdes sont des hydrocarbures, ils sont liposolubles (Rambour, 2003), avec une très faible solubilité dans l'eau (Jomova et Valko, 2013).

Ces pigments peuvent être de structure acyclique (linéaire tel que le lycopène) ou cyclique (monocyclique comme γ -carotène et dicyclique comme α - et β -carotènes) (Machmudah et Goto, 2013). Dans la nature, les caroténoïdes se trouvent principalement sous la configuration la plus stable tous *trans* (ou tous *E*), mais une faible proportion de *cis* (ou *Z*) isomères sont rencontrés (Machmudah et Goto, 2013 ; Nisar et *al.*, 2015). Ils peuvent être présents sous formes libre ou plus stable, estérifiées avec les acides gras (Giuffrida et *al.*, 2013 ; Giuffrida et *al.*, 2014).

Les caroténoïdes génèrent un nombre considérable de couleurs visibles dans la nature (Boure, 2008), ils sont responsables de la couleur jaune, orange et rouge des fruits, des racines et des légumes (Murador et *al.*, 2014), ils sont également répandus dans les feuilles vertes, accompagnant la chlorophylle a (Rambour, 2003).

L'un des plus importantes caractéristiques des caroténoïdes est la présence d'un système de doubles liaisons conjuguées créant un chromophore responsable des caractéristiques de variation de couleur, cette structure permet aux caroténoïdes d'agir dans la photosynthèse et comme un antioxydant (Arscott, 2013).

Les caroténoïdes sont des microconstituants de notre alimentation présents dans les fruits et légumes, mais aussi dans certains poissons à chair orangée et crustacés. Dans la nature, outre leur rôle de pigments, ils participent à la protection antioxydante des tissus chlorophylliens en piégeant l'oxygène singulet (Fardet et *al.*, 2013) et en absorbant l'excès de la lumière bleue (Rambour. 2003). Pour l'homme, certains caroténoïdes sont des précurseurs de la vitamine A et autres rétinoïdes qui peuvent prévenir les maladies des yeux. 50 caroténoïdes ont une activité provitaminique A, dont les plus importants précurseurs sont l' α -carotène, le β -cryptoxanthin et le β -carotène (Amorim-Carrilho et *al.*, 2014). Des caroténoïdes non provitaminiques A pourraient être impliqués dans la prévention de maladies dégénératives (dégénérescence maculaire liée à l'âge, cancers, maladies cardiovasculaires) (Fardet et *al.*, 2013) .

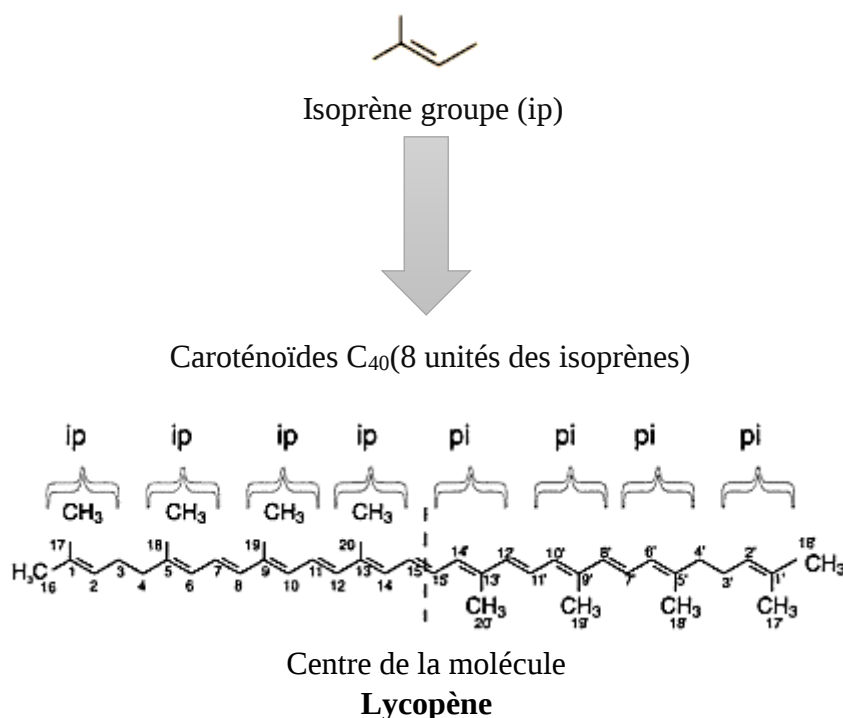


Figure 2. Structure des caroténoïdes (Delgado -Vargas et Paredes-Lopez 2002 ; Socaciu, 2007).

2.1.2. Classification

Les caroténoïdes représentent une classe des composés naturels largement distribués dans la nature (Waksmundzka-Hajnos et Sherma, 2010). Ils peuvent être classés selon leurs sources en deux classes : les Phytocaroténoides (chez les plantes) et les Zoocaroténoides (les animaux). Les caroténoïdes peuvent être classés aussi selon leur distribution entre deux solvants non miscibles (le méthanol aqueux 90 % et le pétrole léger) en caroténoïdes épiphasiques (hydrocarbures et xanthophylles estérifiés) et les caroténoïdes hypophasiques (caroténoïdes possédant deux ou plus d'un groupement hydroxyle). Les caroténoïdes qui ont un groupement hydroxyle, deux groupements oxo ou un groupement carboxyle sont distribués entre les deux phases (Agarwal, 2006).

Selon la fonctionnalité des caroténoïdes, Delgado-Vargas et Paredes-Lopez (2002) les ont classés en caroténoïdes primaires (β -carotène, violaxanthine, néoxanthine, lutéine, zeaxanthine et antheraxanthin) et en caroténoïdes secondaires (α -carotène, capsanthine, lycopene, bixine, astaxanthine et canthaxanthine).

La classification la plus répandue des caroténoïdes est celle basée sur leur structure chimique, dont les caroténoïdes ont été classés en deux groupes:

-Carotènes (ou hydrocarbures): composés hydrocarbonés simples constitués que par le carbone et l'hydrogène (Delgado -Vargas et Paredes-Lopez 2002), tels que l' α -carotène, le β -carotène et le lycopène (Machmudah et Goto, 2013; Amorim-Carrilho *et al.*, 2014).

-Xanthophylles: dérivés oxygénés des carotènes. Ils possèdent ou moins une molécule d'oxygène (Woodside *et al.*, 2015) dans le cycle terminal sous forme d'un groupement hydroxyle (ex. zeaxanthine, luteine, β -cryptoxanthine), céto (ex. astaxanthine, canthaxanthine), epoxy (ex. violaxanthine), ou aldéhyde (β -citaurine) (Machmudah et Goto, 2013; Arimboor *et al.*, 2014). Ils sont plus polaires que les carotènes (Woodside *et al.*, 2015).

En plus, il y a certains polyènes, possédant moins de 40 atomes de carbone, et sont structurellement apparentés aux caroténoïdes. Ces composés sont généralement classifiés comme apocarténoïdes (ou acides caroténoïdes), et ils contiennent un groupement aldéhyde ou carboxyle (bixine et crocétine) (Agarwal, 2006).

2.1.3. Biosynthèse

La synthèse des caroténoïdes est un processus biologique complexe, impliquant des systèmes enzymatiques variés, codés par plusieurs gènes (Ladygin, 2000). Les principales étapes de la voie de biosynthèse sont presque les mêmes pour toutes les espèces de plantes (Nisar *et al.*, 2015), et peuvent être résumer comme suit :

-Les caroténoïdes issus de la voie de biosynthèse des isoprénoides (Rambour, 2003), dont ils sont dérivés de deux isoprènes isomères, le isopentenylidiphosphate (IPP) et son allylique isomère le dimethylallyldiphosphate (DMAPP). Il y a deux voies pour la production de l'IPP dans les plantes: la voie de l'acide mévaloniquecytosolique (AMV) et la voie de methylerythritol 4-phosphate plastidique (MEP), dont cette dernière utilise le glycéraldéhyde 3-phosphate et le pyruvate comme des substrats initiaux.

-La biosynthèse des caroténoïdes commence avec la condensation de deux molécules de C_{20} geranylgeranyldiphosphate (GGPP) par le phytoène synthase (PSY) pour former le phytoène à 15-*cis* isomère. Le phytoène est converti en lycopène grâce à une série de désaturation et d'isomérisation. Ce composé à son tour subit une cyclisation pour ses deux extrémités à fin de former les ϵ , α et β -carotènes tous dépendent du type de cycle introduit (β , ϵ ou γ).

-Ensuite, les α et β -carotènes vont s'hydroxyler pour produire les xanthophylles, dont l' α -carotène est hydroxylé deux fois pour former la zeinoxanthine et la lutéine grâce à la β -oxydase et l' ϵ -oxydase. La β -oxydase catalyse deux réactions d'hydroxylation convertissant ainsi le β -carotène en zeaxanthine via β -cryptoxanthine. La zeaxanthine à son tour subit une hydroxylation au niveau de β -cycle à fin de donner antheraxanthine puis la violaxanthine qui est converti en neoxanthine, ce qui représente la dernière étape dans la biosynthèse des caroténoïdes (Nisar et *al.*, 2015).

2.1.4. Propriété antioxydante

Les caroténoïdes possèdent une activité antioxydante puissante. C'est le principal mécanisme responsable de leurs effets bénéfiques (Charles, 2013). Les caroténoïdes sont capables de capter l'oxygène singulier (*) et de piéger les radicaux libres formés dans les tissus. Ces derniers sont responsables des réactions destructives, notamment la peroxydation des lipides (Polyakov et *al.*, 2001), de la structure cellulaire en détériorant l'ADN, les protéines et les membranes lipidiques.



La propriété des caroténoïdes à piéger les radicaux libres est basée sur quatre mécanismes principaux : oxydation, réduction, abstraction d'hydrogène et addition. Ces mécanismes sont résumés comme suit (Jomova et *al.*, 2013):

-Oxydation : les espèces radicalaires oxydées ont un potentiel redox élevé ce qui rend capables d'enlever un électron à partir de la molécule de caroténoïde à fin de former un cation radical caroténoïde (1)



Ou généralement :



-Réduction des caroténoïdes induit la formation d'anion radical caroténoïde (3) :



-Les radicaux neutres des caroténoïdes peuvent être formés par plusieurs voies, comportant l'abstraction d'une molécule d'hydrogène ; l'addition d'un radical à la chaîne polyénique des caroténoïdes et la déprotonation des radicaux cations/anions de caroténoïdes.

Hydrogène abstraction :

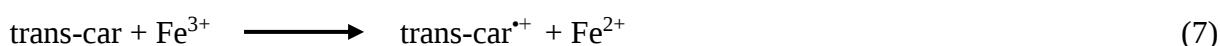


Réactions d'addition :



L'auto-oxydation est une voie alternative inverse et possible dans un système contenant une concentration élevée en oxygène, dont les caroténoïdes radicaux réagissent avec le dioxyde d'oxygène en formant le radical pyroxyde caroténoïde, ce dernier peut réagir comme un prooxydant, induisant à la peroxydation des lipides ce qui augmente la détérioration oxydative des biomolécules (Jomova et *al.*, 2013).

Des expériences ont confirmé la faisabilité des réactions de transfert d'électrons entre le métal et la molécule de caroténoïde. Il est possible que les caroténoïdes jouent un rôle de redox actif pour les traces métalliques qui sont des médiateurs dans le procès de peroxydation des lipides (Jomova et *al.*, 2013):



2.1.5. Caroténoïdes du piment

2.1.5.1. Localisation

Les caroténoïdes sont des pigments biologiques dans les plantes, et ils sont souvent inclus dans les piments (Kang et Kole, 2013). Ces pigments sont présents dans les membranes thylakoidiennes des chromoplastes. Dans les plantes, les caroténoïdes sont synthétisés dans les chloroplastes des tissus photosynthétiques et les chromoplastes des fleurs, fruits et racines (Bosland et *al.*, 2012). Ils se trouvent fréquemment sous forme libre dans les feuilles et sous forme estérifiée dans les autres tissus (Arimboor et *al.*, 2014).

Les caroténoïdes ne sont pas dispersés au hasard ou librement accessibles dans les chromoplastes, mais environ 95% de ces pigments sont accumulés dans des substructures : fibrilles. Ces fibrilles sont alignées le long des axes longitudinaux des chromoplastes. Les fibrilles purifiées contiennent des galactolipides, phospholipides et protéines simples appelées fibrilles de 32 kDa (Gómez-García et Ochoa-Alejo, 2013).

2.1.5.2. Couleur du fruit

La diversité et la brillance de la couleur du fruit de piments sont à l'origine de la présence de pigments caroténoïdes (Bosland et *al.*, 2012). Ces pigments produits pendant la maturation sont responsables de la couleur verte, jaune, orange et rouge du fruit (Bosland et *al.*, 2012). Cette variation de couleur est due à la composition et la concentration de la gamme de caroténoïdes. Quoique pour certains cas, elle peut être influencée aussi par des concentrations en chlorophylles et en anthocyanes (Skinner et Hunter, 2013).

Les principales caroténoïdes des variétés rouges sont la capsanthine et la capsorubine (Skinner et Hunter, 2013), exclusivement observées dans les piments (Schweiggert et *al.*, 2007). La présence d'un groupement carbonyle conjugué avec la chaîne polyénique est responsable de la couleur rouge de ces caroténoïdes et des légumes qui les contiennent (Giuffrida et *al.*, 2013). Le pigment rouge est accompagné avec autres xanthophylles et carotènes tels que la zeaxanthine, la β -cryptoxanthine, la violaxanthine, l'antheraxanthine et le β -carotène (Schweiggert et *al.*, 2007). En revanche, les variétés jaunes se caractérisent par le manque en caroténoïdes rouges et la prédominance en caroténoïdes jaunes, violaxanthine et luteine, avec la présence de neoxanthine, antherxanthine, zeaxanthine, α - et β -carotènes, α - et β -cryptoxanthine. Les variétés oranges contiennent un mélange de caroténoïdes rouge et jaune : violaxanthine, zeaxanthine, α -carotène, capsanthine, capsorubine, β -cryptoxanthine et antheraxanthine. Les fruits verts contiennent une quantité faible en caroténoïdes, généralement avec la présence de β -carotène, α -carotène, cryptoxanthine et luteine. Les fruits marron accumulent les mêmes caroténoïdes présents dans les génotypes de fruits-rouges mais combinés avec les chlorophylles (Skinner et Hunter, 2013).

2.1.5.3. Teneur en caroténoïdes

Le Fruit du genre *Capsicum*, incluant les deux types doux et piquant, est riche en plusieurs caroténoïdes typiques (ex. : caroténoïdes provitaminiques A, lutéine et lycopène) et en céto-caroténoïdes uniquement observés dans ce genre (Terry, 2011). Plus de 30 caroténoïdes différents ont été identifiés dans le fruit de piments (Russo, 2012), selon les différentes variétés (Terry, 2011). D'après des travaux de Arimboor et *al.* (2014), la teneur en caroténoïdes varie de 0 à 3,2 g/ 100 g de poids sec avec des différences significatives dans la composition.

D'après Bosland et *al.* (2012), des études réalisées en utilisant l'HPLC et la spectrophotométrie de masse ont montré que la capsanthine est le principal caroténoïde dans les génotypes des fruits-rouges, avec une contribution de 25-50 % de la fraction de caroténoïdes totaux. La contribution de la capsanthine 5,6-époxyde dans les caroténoïdes totaux est de 11-27% pour le *Capsicum baccatum*. Dans les fruits rouge des espèces *C. baccatum* et *C. pubescens*, l'antheraxanthine et la violaxanthine sont les deuxièmes caroténoïdes communs, en représentant 6-10 % de la fraction de caroténoïdes totaux. La violaxanthine a été le principal caroténoïde dans les génotypes de fruits jaune et orange, avec des teneurs variant entre 37% et 60% de caroténoïdes totaux. Le Cis-violaxanthine, l'antheraxanthine et la lutéine, représentent chacun 5-14% des caroténoïdes totaux pour les variétés jaune et orange (Bosland et *al.*, 2012).

Dans les fruits mûrs de piment (*Capsicum annum* cv. Bola), les caroténoïdes sous forme libre, partiellement et totalement estérifiés représentent respectivement (21,3%, 35,6% et 43,1% des caroténoïdes totaux (Gómez-García et Ochoa-Alejo, 2013).

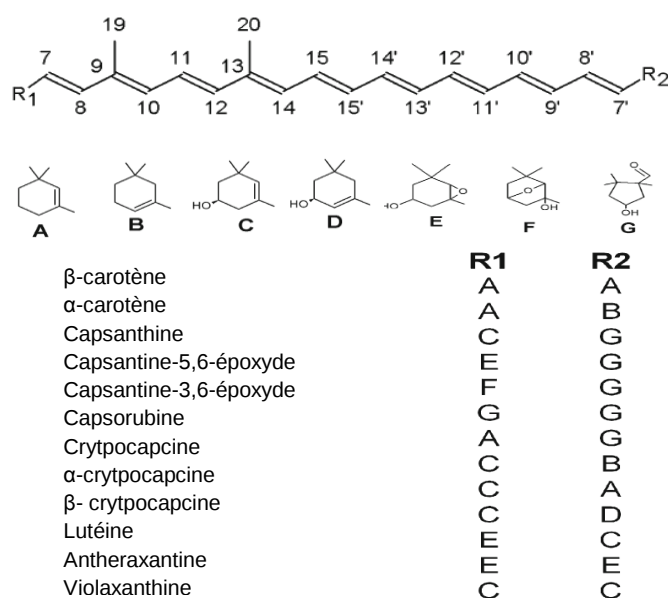


Figure 2 : structure des principaux caroténoïdes dans le piment rouge (Arimboor et *al.*, 2014).

2.1.5.4 Facteurs influençant la teneur en caroténoïdes

La concentration en caroténoïdes est influencée par plusieurs facteurs, incluant les facteurs génétiques, climatiques, maturation, méthodes de culture, précédés technologiques et méthodes de stockage (Arscott, 2013).

2.1.5.4.1 Facteurs internes

La teneur en caroténoïdes varie significativement en fonction des facteurs génétiques (Russo, 2012). Les études réalisées par Giuffrida et *al.* (2013) sur 12 cultivars appartenant à trois espèces du genre *Capsicum* (*Capsicum chinense*, *Capsicum annuum*, *Capsicum frutescens*) montrent une variation considérable dans la composition en caroténoïdes. Ces différences, dans la teneur en caroténoïdes, ont été liées à l'expression des gènes responsables codant pour des enzymes biosynthétiques telles que la capsanthine/capsorubine synthase, la phytoène synthase ou de la protéine structurale (la fibrilline) (Kilcrease et *al.*, 2015).

Le stade de développement végétatif affecte aussi la teneur en caroténoïdes dans les fruits. La biosynthèse des caroténoïdes augmente pendant la maturation, dont la concentration en caroténoïdes totaux peut atteindre 6 à 90 fois pour les génotypes à fruits-rouges (Russo, 2012). Les travaux réalisés par Cervantes-Paz et *al.* (2014) montrent aussi que la teneur en caroténoïdes totaux augmente pendant la maturation du fruit, passant de 357,81 g/g de poids sec dans les piments marron à 1178,41 g/g de poids sec.

2.1.5.4.2. Facteurs externes

a. Facteurs environnementaux

Des différences dans l'accumulation des caroténoïdes ont été attribuées aux facteurs externes, incluant les effets environnementaux pendant les stades de développement (Kilcrease et *al.*, 2015). Selon Russo (2012), les conditions de croissance et les méthodes de culture peuvent avoir des effets importants sur la teneur en caroténoïdes. La culture des piments dans les serres a enregistré des teneurs typiquement élevées que celles en plein champs, mais il n'est pas toujours le cas. La luminosité a aussi influencé la biosynthèse des pigments, dont l'élévation de son intensité dans le champ ou la serre stimule activement la synthèse des caroténoïdes comme une défense contre la photo-oxydation. Une faible fréquence d'irrigation a augmenté les caroténoïdes totaux de 30% et les caroténoïdes pro-vitaminiques A de 15% dans les fruits rouges. En ce qui la salinité, elle ne semble pas avoir d'effets sur la teneur en caroténoïdes dans les piments, par contre les nutriments minéraux semblent avoir des effets variables dépendant du génotype et du système de production.

b. Impact des procédés technologiques

Les caroténoïdes sont assez stables dans leur environnement naturel (Schweiggert et al., 2007), en raison de l'effet protecteur des conditions spéciales de leur existence au sein des tissus. Mais, toute destruction des tissus, qui peut se produire pendant des traitements technologiques peut diminuer cette protection, laissant ainsi les caroténoïdes exposés aux facteurs néfastes et susceptibles de changer leur composition (Britton et Khachik, 2009). Durant les différents traitements et le stockage, les caroténoïdes sont susceptibles à l'isomérisation et à l'oxydation, dont les conséquences pratiques étant la perte de la couleur et l'activité biologique, et la formation des composés volatiles désirables ou indésirables dans certains aliments (Rodriguez-Amaya, 2001).

L'oxydation des caroténoïdes peut être enzymatique ou non enzymatique. Dans l'oxydation enzymatique (Britton et Khachik, 2009), la lipoxigénase, l'une des principales enzymes oxydatives dans les plantes, catalyse l'oxydation par l'oxygène moléculaire et les acides gras insaturés présents. Ces enzymes conduisent à la dégradation des pigments contenant dans les tissus végétaux (caroténoïdes et chlorophylles) (Gross, 1991). En cas où ces tissus sont sains et frais, la lipoxigénase et les caroténoïdes se trouvent dans des locations différentes. Uniquement lorsque les tissus sont détruits mécaniquement ou ils se décomposent naturellement. Dans le cas de l'oxydation non enzymatique, les pertes des caroténoïdes peuvent être provoquées par la génération des peroxydes et des radicaux libres à cause de l'exposition à l'air pendant le processus de traitement (Britton et Khachik, 2009). En effet, l'isomérisation géométrique peut être provoquée par le traitement thermique et l'exposition à la lumière, comme elle peut être la conséquence du contact avec des acides (Britton et Khachik, 2009).

b.1. Effet des traitements mécaniques

Les traitements mécaniques provoquent une biodisponibilité potentielle des caroténoïdes à cause de l'altération de la matrice des structures cellulaires. Mais, ils peuvent aussi causer la perte des caroténoïdes et introduire la *cis-trans* isomérisation (Arscott, 2013). L'épluchage et la l'extraction de jus entraînent des pertes substantielles des caroténoïdes (Heinonen et Meyer, 2002). La découpe, le hachage, le râpage des fruits et légumes augmentent la surface exposée à l'oxygène et enlève les barrières physiques ce qui provoquent l'oxydation enzymatique des caroténoïdes (Britton et Khachik, 2009).

b.2. Effet des traitements thermiques

Les traitements thermiques peuvent altérer la composition et la bioactivité des pigments de piments et provoquent ainsi leur isomérisation et oxydation. Ces changements dépendent du type de traitement thermique appliqué et de son intensité (Cervantes-Paz et *al.*, 2014). Pendant le chauffage, les complexes caroténo-protéiques qui sont plus stables que les caroténoïdes libres, sont détruits et les caroténoïdes sont libérés et rendus plus exposés à la dégradation. En absence d'oxygène, le seul effet du chauffage est la conversion des *trans* isomères naturels en *cis* isomères, qui sont moins stables et ont une activité vitaminique A réduite. Selon Gross (1991), la diminution du temps de chauffage, la réduction de la présence d'oxygène au minimum, et l'addition des antioxydants durant le traitement thermique provoque une oxydation minimale des caroténoïdes.

De même, Britton et Khachik (2009) ont indiqué que la cuisson pour un temps long ou à une température élevée conduise à des grandes pertes en caroténoïdes. L'ébullition prolongée et la friture profonde provoquent des changements importants. Selon ces mêmes auteurs, le blanchiment est un traitement thermique court, pouvant causer peu de pertes. Dans la même optique, Gross (1991) signale que ce traitement inactive l'activité des enzymes (l'oxygénase et la lipoxygénase) par conséquent il inactive l'oxydation enzymatique et prévient ainsi de grandes pertes en caroténoïdes. Les travaux de Cervantes-Paz et *al.* (2014), ont démontré que le traitement thermique diminue la teneur en β -carotène de 13-31%, mais dépendant aussi du stade de maturation et du génotype de piment.

Quant au séchage solaire, qui signifie l'exposition à l'air et aux rayonnements solaires, est particulièrement destructif pour les caroténoïdes (Britton et Khachik, 2009). D'après des études citées par Cervantes-Paz et *al.*, (2014), la teneur en caroténoïdes dans le parpika diminue avec l'augmentation de la température du séchage, dont les grandes pertes ont été observées à 100 °C (30%).

Dans le même contexte, les travaux de Britton et Khachik (2009) indiquent que la congélation préserve généralement les caroténoïdes, mais la décongélation lente, surtout pour les produits qui ne subissent pas le blanchiment, peut être détruisant. Les études réalisées par Giuffrida et *al.* (2014) sur deux classes de poudre de piment rouge montrent que la congélation (-18 °C) donne une rétention relativement élevée des caroténoïdes pendant le stockage que pour les échantillons stockés à une température ambiante (21-24 °C).

b.3. Stockage

Le conditionnement avec exclusion d'oxygène (sous vide ou sous atmosphère modifiée) et la protection contre la lumière, et le stockage à une basse température préservent la composition en caroténoïdes (Britton et Khachik, 2009).

La rétention des carotènes dans le piment doux vert de Yolo Wonder a été de 94 % et 78 % respectivement après 7 et 14 jours de stockage à 7.2 °C et de 83% après 7 jours à 21°C. Ce changement est expliqué par l'influence de la température sur le taux biosynthétique (durant la maturation la teneur en carotène diminue) (Gross, 1991).

2.2. Polyphénols

2.2.1. Généralités

Les polyphénols représentent un groupe de métabolites secondaires complexes, exclusivement synthétisés par le règne végétal (Collin et *al.*, 2011). On les retrouve en quantités assez importantes dans les plantes supérieures où elles exerceraient un rôle de défense contre le rayonnement ultra-violet et les agressions par des pathogènes (Neve et Pincemail, 2008). Les bienfaits des polyphénols alimentaires suggèrent un rôle protecteur à l'encontre des cancers et des maladies chroniques. Leur nature chimique fait de ces composés des agents réducteurs et ce sont, par ailleurs, les antioxydants les plus abondants dans notre alimentation (Derbel et Ghedira, 2005).

Les polyphénols sont présents partout dans les racines, les tiges, les fleurs, les feuilles de tous les végétaux (Vautrin, 2005). Ils sont abondants dans de nombreux fruits et légumes et dans certaines boissons telles que le thé, le vin et la bière (Neve et Pincemail, 2008).

La majorité des polyphénols sont solubles dans l'eau; habituellement, se produisent naturellement comme des glycosides, localisées dans la vacuole de la cellule végétale. D'autres composés phénoliques sont liposolubles et sont présents dans le cytoplasme ou à la surface des plantes dans les cires et les exsudats de bourgeons (Hoffmann et *al.*, 2003).

Le terme « composés phénoliques » comprend toutes les molécules aromatiques de la forme simple (acide aminé aromatique) à la forme complexe (tanins condensés) (Hrazdina, 1992). Selon Macheix et *al.* (2006), les polyphénols sont des substances qui possèdent plus d'un cycle benzénique portant un ou plusieurs fonctions hydroxyles. Les composés phénoliques

contribuent significativement à la couleur, au goût et à la flaveur de plusieurs herbes, aliments, et boissons (Hoffmann et *al.*, 2003).

2.2.2. Principales classes des polyphénols

Les composés phénoliques représentent un groupe diversifié de composés photochimiques (Li et Beta, 2013). Il en existe de nombreuses structures que l'on peut classer en différents groupes selon leur structure de base et les substituants qu'ils portent (Neve et Pincemail, 2008). C'est ainsi qu'on identifie les groupes majeurs suivants: Acides phénoliques de type benzoïque ou cinnamique, Flavonoïdes, Stilbènes, Lignines et subérines, Tanins (Collin et *al.*, 2011), Capsaïcinoïdes : groupes de composés phénoliques piquants exclusivement trouvés dans le piment (Frary et Frary, 2012).

2.2.2.1. Acides phénoliques

Parmi les acides phénoliques, on distingue les dérivés de l'acide benzoïque, ceux de l'acide cinnamique (plus leurs dérivés estérifiés), et des coumarines (Collin et *al.*, 2011)

- Hydroxybenzoïques : ont une formule de base de type (C6-C1). Ils existent fréquemment sous forme d'ester ou de glucosides et peuvent également être intégrés dans les structure complexes comme certaines tanins (Macheix et *al.*, 2006).

-Acides hydroxycinnamiques : leur structure de base (C6-C3) dérive de celle de l'acide cinnamique. Ces acides sont rarement présents à l'état libre et ils sont en général combinés à d'autres molécules organiques (Macheix et *al.*, 2005), ils existent sous forme d'ester (avec le glucose, l'acide quinique, l'acide tartrique, etc.) ou de glycosides (Macheix et *al.*, 2006).

-Coumarines : présentes dans de nombreux végétaux, soit sous forme libre (ombellifères, esculetine, scopolétine), soit sous forme plus complexe (formes glycosylées, prénylées, etc.) (Macheix et *al.*, 2006). Elles ont une structure de base (C6-C3) dérivant des acides ortho-hydrocinnamiques et sont produites en grandes quantité en réponse à une attaque biotique ou abiotique. Ces composés sont connus pour leurs propriétés anti-coagulantes (Collin et *al.*, 2011).

2.2.2.2. Flavonoïdes

C'est le groupe le plus représentatif des composés phénoliques. Ces molécules ont des structures chimiques variées et des caractéristiques propres. Elles sont omniprésentes dans les

fruits, les légumes, les graines et d'autres parties de la plante ; et dans les boissons telles que le thé et le vin rouge (Tsimogiannins et Oreopoulou, 2006). Plus de 9000 structures naturelles ont été isolées et caractérisées (Gates et Lopes, 2012). Les flavonoïdes ont tous le même squelette de base à quinze atomes de carbones qui sont arrangés à une configuration C6-C3-C6 de type phényl-2-benzopyrane ce qui est synonyme avec la structure 2-phényle chromane (Yao et *al.*, 2004; Collin et *al.*, 2011), les trois carbones servant de jonction entre les deux noyaux benzéniques notés A et B forment généralement un hétérocycle oxygéné C (Tsao, 2010). La nature chimique des flavonoïdes dépend de leur classe structurale, de degré d'hydroxylation, de méthylation, de polymérisation, des substitutions et de glycosylation (Stalikas, 2010). Les flavonoïdes assureraient aussi la protection des tissus superficiels contre les effets nocifs des rayonnements ultraviolets. On les trouve le plus souvent sous forme d'hétérosides ou flavonosides (Roux et Catier, 2007). Ils peuvent être classés en : anthocyanidines, flavonoles, flavones, flavanes, flavanols (catechines) et flavanones (Stalikas, 2010).

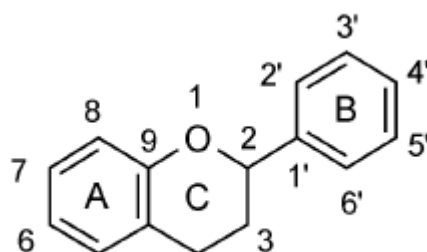


Figure 4. Squelette des flavonoïdes (Crozier et *al.*, 2009)

2.2.2.3. Stilbènes

Les stilbènes sont des composés phénoliques possédant deux noyaux benzéniques reliés par un pont éthène (Derbel et Ghedira, 2005), dont la structure de base est de type C6-C2-C6 (Collin et *al.*, 2011). Ce sont des phytoalexines produits par les plantes en réponse à des maladies, blessures et stress. La source alimentaire principale des stilbènes est le resveratrol (3,5,4'-trihydroxystilbène) du vin rouge, de l'arachide, du chou rouge, des épinards et de certaines herbes (Crozier et *al.*, 2009). Les stilbènes ont été trouvés à l'état libre dans les plantes comme des glycosides et des oligomères (Hoffmann et *al.*, 2003).

2.2.2.4. Lignines et subérines

Les Lignines et subérines sont des précurseurs de polymères pariétaux des plantes constituant des facteurs de défense contre les agents pathogènes (Collin et *al.*, 2011). Les lignines sont formées par polymérisation d'un mélange de trois monolignols: l'alcool p-

coumarylique, l'alcool sinapylique et l'alcool coniférylique. La composition des lignines diffère beaucoup selon les plantes (Shahidi et Naczki, 2004). Quant aux subérines, ce sont des polyesters des acides férulique et p-coumarique avec des acides aliphatiques (Collin et *al.*, 2011).

2.2.2.5. Tanins

Les tanins sont des substances polyphénoliques de structure variable, ayant en commun la propriété de tanner la peau, c'est-à-dire de la rendre imputrescible (Roux et Catier, 2007). Ces substances sont capables de se lier aux protéines en solution et de les précipiter (Macheix et *al.*, 2005), ce qui explique leur pouvoir tannant (Roux et Catier, 2007). On distingue habituellement deux groupes de tanins différents par leur structure aussi bien que par leur origine biogénique : les tanins hydrolysables et les tanins condensés (Bruneton, 2009).

-Tanins hydrolysables : ce sont des oligo- ou des polyesters d'un sucre et d'un nombre variable de molécules d'acide-phénol (Bruneton, 2009). Ils sont caractérisés par le fait qu'ils peuvent être dégradés par hydrolyse chimique (alcaline ou acide) ou enzymatique. Ils libèrent alors une partie phénolique qui peut être soit l'acide gallique soit un dimère de ce même acide. Les tanins hydrolysables sont abondants dans le bois de nombreux arbres et arbustes (Macheix et *al.*, 2005).

-Tanins condensés : ce sont des oligomères ou des polymères de flavanes 3-ols (Macheix et *al.*, 2006), ils ont une structure voisine des flavonoïdes mais ne comportent pas de sucres dans leur molécule. Ils ont tendance à se polymériser pour donner des produits de coloration rouge ou brune (Roux et Catier, 2007). Pour cette raison, ils sont dénommés « proanthocyanidines ». Ils sont résistants à l'hydrolyse et seules des attaques chimiques fortes permettent de les dégrader. Ils sont très abondants dans certains organes végétaux consommés par l'homme (pomme, prune, thé, cidre, etc.) (Macheix et *al.*, 2005).

2.2.2.6. Capsaïcinoïdes

Le genre *Capsicum* contient exceptionnellement un groupe de composés phénoliques appelé capsaïcinoïdes. Ces composés sont responsables du développement du goût piquant (brulant) dans le fruit du piment (Shahidi et Naczki, 2003). Les capsaïcinoïdes produisent une

sensation de brûlure par l'activation des neurones sensoriels, dont ces derniers alertent le système nerveux central des stimuli nocifs (Ornelas-Paz et al., 2010).

Les capsaïcinoïdes représentent un groupe de 12 alcaloïdes ou plus, avec une structure de vanillylamide et acides gras ramifiés de 9 à 11 atomes de carbones (Peña-Alvarez et al., 2009). Ce groupe contient principalement six composés chimiques : capsaïcine, dihydrocapsaïcine, norcapsaïcine, nordihydrocapsaïcine, homocapsaïcine et homodihydrocapsaïcine (Nwokem et al., 2010). Les capsaïcinoïdes les plus abondants sont le capsaïcine (8-méthyl-*N*-vanillyl-*trans*-6-nonenamide) et le dihydrocapsaïcine, les deux représentent 90%, et le capsaïcine seul représente 71% des capsaïcinoïdes totaux pour la majorité des variétés de piments piquants (Al Othman et al., 2011). Le degré de brûlure du piment est exprimé par l'unité *ASTA* (*American Spices Trade Association*) en multipliant la quantité de chaque capsaïcinoïde par le facteur de conversion. Dans le passé, la brûlure a été estimée par le test organoleptique de Scoville (Giuffrida et al., 2013), ce dernier classe le degré de brûlure en 5 niveaux selon l'unité Scoville de brûlure *SHU* (*Scoville Hot Unit*) de non piquant à très excessivement piquant (0 - > 80 000 *SHU*) (Nwokem et al., 2010).

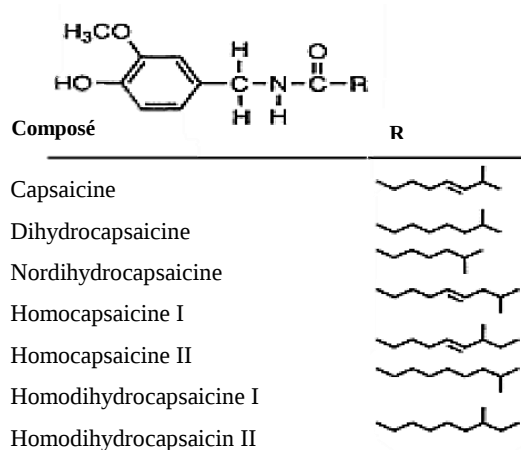


Figure03. Structure chimique de certains capsaïcinoïdes (Shahidi et Nacz, 2004).

2.2.3. Biosynthèse des composés phénoliques

Les composés phénoliques des végétaux forment un très vaste ensemble de substances, issu de deux grandes voies d'aromagenèse :

-La voie la plus courante est celle qui, *via* le shikimate (l'acide shikimique), conduit des oses aux amino-acides aromatiques (phénylalanine et tyrosine) puis, par désamination de ces derniers, aux acides cinnamiques et à leurs très nombreux dérivés : acides benzoïques, acétophénone, lignanes et lignines, coumarines, etc (Bruneton, 2009). La conversion de

phénylalanine en cinnamate est catalysée par une enzyme clé de la voie des phénylpropanoïdes appelée la phénylalanine ammonia-lyase (PAL), qui mène aux structures C6–C3 (Tsao, 2010). La séquence biosynthétique qui suit, séquence des phénylpropanoïdes, permet la formation des principaux acides hydroxycinnamiques. En fait, les formes actives des acides hydroxycinnamiques sont leurs esters avec le coenzyme A qui permettent alors d'accéder aux principales classe de composés phénoliques (Macheix et al., 2006).

La voie de l'acide coumarique donnera naissance aux flavonoides et isoflavonoides, et la voie de l'acide cinnamique aux mélanines, tannins et, indirectement, aux lignines (Benhamou, 2009). Les capsaicinoides sont issues de la condensation de vanillylamine avec les acides gras, dont les fragments d'acides gras sont dérivés de L-valine, L-leucine, et L-isoleucine ; le vanillylamine est formé depuis le L-phénylalanine via la séquence des phénylpropanoïdes (Shahidi et Naczk, 2003).

-L'autre voie part de l'acétate et conduit à des poly-B-cétoesters de longueur variable, les polyacétates engendrent, par cyclisation des composés polycycliques : chromones, isocoumarines, orcinols, depsides, depsidones, xanthones, quinones, etc. (Bruneton, 2009).

2.2.4. Propriétés antioxydantes

De nombreuses activités cellulaires (fonctionnement mitochondrial, peroxydation lipidique, etc.) génèrent des espèces réactives de l'oxygène (ERO) : anion superoxyde ($O_2^{\bullet -}$) qui conduit lui-même à la formation de peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), ou radical hydroxyle ($OH^{\bullet}$). Ces ERO réagissent à leur tour avec les molécules organiques pour générer des radicaux alkoxy ($RO^{\bullet}$) et peroxy ($ROO^{\bullet}$). Ces composés, lorsque sont présents à forte concentration, peuvent endommager les protéines cellulaires, les lipides membranaires et peuvent générer également des adduits avec l'ADN. Afin de lutter contre ces ERO, plusieurs systèmes antioxydants existent, parmi ces systèmes les microconstituants antioxydants issus des végétaux tels que les polyphénols (Amiot et al., 2012).

Récemment, les polyphénols ont attiré l'attention des chercheurs grâce à leur activité antioxydante puissante (Oboh et Rocha, 2007). Cette activité est due principalement à la propriété redox des polyphénols, qui leur permet de réagir comme agents de réduction, donneurs d'hydrogène, piègeurs d'oxygène singulier et chélateurs des ions métalliques (Vega-Gálvez et al., 2009; Charles, 2013). L'activité antiradicalaire des composés phénoliques est basée principalement sur les propriétés redox de leur groupement hydroxyle et la relation

structurale entre les différentes parties de leur structure chimique (Oboh et Rocha, 2007). Certains polyphénols sont capables de réagir avec les EROS pour produire des radicaux phénoxys stables (Collin et *al.*, 2011; Gostner et *al.*, 2015).

Les polyphénols, présentant un noyau catéchol, forment des chélates avec les ions métalliques à forte charge positive (Al^{3+} , Fe^{3+} , etc.) moyennant le remplacement d'un ou deux proton(s) du polyphénol par l'ion métallique, ce qui exclut le milieu trop acide (Dangles, 2006 in Macheix et *al.*). Cette chélation métallique peut accroître la capacité antioxydante par la prévention des réactions *Fenton* (Gostner et *al.*, 2015).

2.2.5. Propriétés anti-bactériennes et anti-fongiques

Les composés phénoliques sont des substances connues pour leurs potentiels antifongique et antibactérien. Lorsqu'ils sont oxydés, ces composés peuvent également inactiver les virus (Benhamou, 2009). Les composés phénoliques ont un effet antibactérien fort. Il a été montré qu'il existe une forte corrélation entre l'effet antibactérien d'extrait d'épices et leur contenu en polyphénols (Amiot et *al.*, 2012). Une activité anti-bactérienne est rapportée envers *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis*, *Bacillus subtilis*, *Micrococcus luteus*, *Escherichia coli* et *Pseudomonas aeruginosa* pour la quercétine et la naringénine. La catéchine et l'épicatéchine n'ont montré aucune activité anti-bactérienne exceptée l'espèce *Pseudomonas aeruginosa*. Parmi les acides phénoliques, l'acide caféique, l'acide gallique et l'acide protocatéchique ne présentent qu'une légère activité anti-bactérienne envers *Pseudomonas aeruginosa* (Collin et *al.*, 2011).

Les stilbènes sont connus depuis longtemps pour leurs propriétés antifongiques. Le trans-resvératrol, par exemple inhibe la germination de solution de conidies de *Botrytis cinerea* (Collin et *al.*, 2011). Selon Chinn et *al.* (2011), la capsaïcine possède aussi une propriété antimicrobienne.

2.2.6. Propriétés organoleptiques

Les composés phénoliques confèrent aux produits végétaux frais et transformés certaines de leurs propriétés organoleptiques majeurs. En effet, en plus de leurs contributions à la couleur et à l'arôme, ils jouent un rôle déterminant sur le plan gustatif, et particulièrement sur les sensations d'astringence et d'amertume (Cheynier et Sarni-Manchado, 2006).

Les polyphénols sont responsables de la couleur du vin grâce à la condensation des anthocyanes, et des flavanols. De même, dans le sorgho, des analogues de procyanidines ne possédant pas de fonction OH en position 3 ont été exploitées comme colorants en raison de leur grande stabilité (Collin et *al.*, 2011).

L'astringence, représentant certainement la propriété la plus marquante des polyphénols, semble être liée à la taille des polyphénols et au nombre de noyaux phénoliques, plutôt qu'à des structures particulières. Cette propriété se traduit par un ensemble de sensations comprenant le dessèchement de la bouche et la rugosité des tissus buccaux. L'astringence est généralement associée aux tannins, dont elle est imputée à la précipitation des protéines salivaires ou à leur adsorption sur l'épithélium buccal (Cheynier et Sarni-Manchado, 2006).

Dans le cas d'amertume, les exemples les plus marquants de composés phénoliques amers sont certainement l'oléuropéine dans l'olive, et les dérivés de la naringine qui sont impliqués dans la saveur des agrumes (Cheynier et Sarni-Manchado, 2006). Les acides hydroxybenzoïques et hydroxycinnamiques se caractérisent aussi par des seuils de perception d'amertume ou d'astringence relativement élevés. Leurs dérivés génèrent par contre des arômes phénoliques (Collin et *al.*, 2011).

Les composés phénoliques porteurs d'une fonction carboxylique présentent un goût acide. Cependant, la contribution de ces molécules à l'acidité est négligeable dans des milieux fortement tamponnés comme les produits alimentaires d'origine végétale.

Plusieurs composés phénoliques naturels, comme le phloroglucinol ou certains esters cinnamiques ont une légère saveur sucrée, mais celle-ci est généralement inférieure à celle de oses et souvent accompagnée de caractères aromatiques marqués (Cheynier et Sarni-Manchado, 2006).

2.2.7. Localisation des polyphénols

Les composés phénoliques sont accumulés sous forme de complexes inactifs, conjugués soit à des sucres ou à des acides aminés, ou incorporés dans les parois. Une grosse partie des phénols est, par ailleurs, stockée dans les vacuoles (Benhamou, 2009).

Chen et *al.* (2013), ont montré suite à des études sur le piment rouge que les composés phénoliques se trouvent dans toutes les parties de piment : péricarpe et placenta, sous formes libre, conjuguée ou estérifiée.

Les capsaïcinoïdes sont synthétisées au niveau du placenta de piment, où les cellules épidermiques les ont accumulées dans les vacuoles, puis finalement les ont excrétées dans la surface interne du péricarpe et dans les graines (Cisneros-Pineda et *al.*, 2007).

2.2.8. Teneur en polyphénols dans le piment

Le piment est couramment classé le premier ou le deuxième dans le contenu en polyphénols avec des teneurs plus élevées que celles trouvées dans le l'épinard, le brocoli et l'ail (Russo, 2012). Selon Shahidi et Naczk (2003), la teneur en polyphénols solubles totaux dans le piment varie entre 1180 et 3849 équivalent acide chlorogénique/kg de poids frais. Les flavonoïdes et les capsaïcinoïdes sont les prédominants phénoliques trouvés dans le piment.

Quelques acides phénoliques libres communs ont été décelés dans le piment doux incluant l'acide protocatéchique ; chlorogénique, coumarique et férulique. Le péricarpe du piment doux contient les dérivés hydrocinnamiques, O-glycosides de quercitrine, lutéoline, et chrysoeriol, et un nombre de C-glycosylflavones (Sinha et *al.*, 2010).

La Quercétine-3-O- rhamnoside et la luteoline 7-O-(2-apiosyl-6-malonyl) glucoside ont été rapportées les composés phénoliques majeurs dans le piment doux, représentant 41 % de flavonosides totaux. Dans le piment piquant, l'acide sinapique et férulique constituent 60 % de matière sèche, dont le contenu en luteoline apiosylglucoside et quercétine rhamnoside est de 35 %. Les composés phénoliques majoritaires dans le piment piquant qui ont été identifiés sont le sinapoyl et le feruloylglycoside (Sinha et *al.*, 2010). La teneur en capsaïcinoïdes totaux dans le fruit du piment varie entre 189 à 778 mg/ Kg de matière fraîche ; dont la capsaïcine et le dihydrocapsaïcine représentent 90 % de la brûlure totale, et le Nordihydrocapsaïcine est considéré le troisième composé piquant dans le fruit du piment (Shahidi et Naczk, 2003).

2.2.9. Facteurs influençant la teneur en Polyphénols

Les fruits et les légumes sont les principales sources en composés phénoliques, il y a plusieurs facteurs qui peuvent affecter leur contenu final. Parmi ces facteurs, figurent les facteurs génétiques, d'environnement, le stade de maturation lors de la récolte, les procédés technologiques et le stockage (Herrero et *al.*, 2012).

2.2.9.1. Facteurs internes

Le contenu en composés phénoliques varie en fonction de la variété et du stade de maturation du piment. Des études ont montré que les piments rouge et orange ont des teneurs

les plus élevées en polyphénols, et le piment vert a les teneurs les plus faibles (Waston, 2014). D'après Rusoo (2012), lors de la comparaison entre les espèces de piment, *C. chinense* et *C. baccatum* ont montré des teneurs significativement élevées que *C. annum*, *C. frutescens*, et *C. pubescens*. La variation dans la teneur en capsaïcinoïdes a été constatée dans des fruits récoltés en même temps et à partir de la même plante. Le contenu en capsaïcinoïdes n'est pas corrélé avec la couleur, mais il est affecté par la localisation du fruit sur la plante (Shahidi et Naczek, 2003).

2.2.9.2. Facteurs externes

a. Facteurs environnementaux

Les recherches ont prouvé l'influence des facteurs environnementaux incluant l'irradiation solaire, la variation de la température et les conditions climatiques, ainsi que la position géographique, sur la teneur en composés photochimiques, tels les polyphénols, dans les fruits et légumes (Tiwari et Cummins, 2013).

Wang et Zheng (2001) ont observé une diminution significative de la teneur en acides phénoliques, en flavonol et en anthocyanes dans les variétés de fraises avec la variation de la température jour/nuit (18/22°C), par contre une augmentation a été observée avec une température entre 25 et 30°C durant la même saison de culture. Les études de Gliszczynska-Świgło et al. (2007) ont montré une corrélation positive entre les flavonoïdes (quercétine et kaempférol) et le rayonnement solaire total au cours de la période de croissance des inflorescences de brocoli. Certaines études ont montré que le contenu en polyphénols augmente lorsque les plantes se développent organiquement, ou avec peu de nitrogène, ou plus de calcium (Russo, 2012).

b. Impact des procédés technologiques

En général, les aliments transformés ont montré une différence significative dans la teneur en composés phénoliques que les aliments frais bruts. Les deux facteurs : le dommage oxydative et l'action enzymatique peuvent contribuer à la diminution du contenu phénolique (Herrero et al., 2012). Dans les conditions physiologiques normales, il y a une compartimentation au sein de la cellule. Ce qui assure la séparation entre les composés phénoliques (vacuoles) et les enzymes d'oxydation (essentiellement paroi et cytoplasme) (Marquès et al., 2006). Cette compartimentation subcellulaire est perturbée lors de la découpe, et le brassage entre substrats et enzymes (principalement les pectinase et les

peroxydases et surtout les polyphénols oxydase PPO) ce qui peut initier les réactions responsables au brunissement enzymatique à cause de la formation des quinones (Barbagallo et *al.*, 2012). Les réactions du brunissement enzymatique peuvent aussi avoir lieu lors du vieillissement et de la sénescence des fruits et légumes ou comme un résultat de la blessure cellulaire (Shahidi et Naczk, 2004).

Les traitements comme le hachage, le déchiquetage et le pelage peuvent libérer une quantité significative en composés phénoliques (Herrero et *al.*, 2012). Pendant la découpe et le pelage des fruits et légumes, les cellules sont endommagées ce qui favorise l'interaction entre les enzymes et leur substrat, et par conséquent l'apparition du brunissement enzymatique grâce à l'oxydation des polyphénols (Shahidi et Naczk, 2004). L'écorchage, le pelage et dans certains cas la séparation des graines de fruits et légumes provoquent une perte d'une source intéressante de biomolécules (polyphénols, etc.)(Ruiz-Rodriguez et *al.*, 2008). Dans le cas des piments doux, les composés phénoliques sont principalement localisés dans la peau du fruit (Sinha et *al.*, 2010).

Concernant la stabilité des capsaïcinoïdes et des composés phénoliques, elle dépend de l'intensité et de la durée du traitement thermique (Ornelas-Paz et *al.*, 2010). La cuisson a un effet major, elle est responsable des pertes importantes en composés phénoliques dans les fruits et les légumes (Herrero et *al.*, 2012). D'après une étude réalisée sur différents types de piments Mexicains, la teneur en polyphénols a été augmentée après cuisson (Waston, 2014). Les informations spécifiques sur l'effet de la cuisson sur le groupe des flavonoïdes restent contradictoires, dont certains ont rapporté l'absence de différence significative, et d'autres ont suggéré des pertes très variables (Terry, 2011). D'après les études de Mazzeo et *al.* (2011), l'effet positif du blanchiment sur les composés phénoliques de plusieurs légumes a été confirmé, et ça peut être grâce à l'inactivation des enzymes responsables de l'oxydation des polyphénols. La pasteurisation est un traitement thermique court, avec a un effet modéré sur les antioxydants (Johnson et Williamson, 2003). En revanche, la pasteurisation de la pulpe du piment a causé des pertes en capsaïcinoïdes (Ornelas-Paz et *al.*, 2010).

Quant au séchage, des travaux ont montré que le processus de séchage peut favoriser la dégradation enzymatique ce qui provoque une diminution de la quantité des composés phénoliques. Ce constat est confirmé par l'étude réalisée par Loizzo et *al.* (2013) sur deux types de piment séché traditionnellement. A l'inverse d'autres études, ont montré l'absence d'effet marquant du séchage sur la composition phénolique.

La surgélation et la congélation ne posent généralement pas de problème au cours de la conservation, mais des inconvénients majeurs peuvent survenir lors de la décongélation en raison de la perturbation des structures cellulaires. Plus la formation des cristaux de glace dans les cellules au cours de la congélation est lente, plus les risques de destructions au moments du réchauffement sont importants (Marquès et *al.*, 2006).

3. Préservation et transformation de piments

Après la récolte, les piments sont très périssables à cause de leur teneur élevée en eau, donc le stockage et les traitements ont une grande importance pour l'agriculteur ainsi que le transformateur et le consommateur (Kaleemullah et Kailappan, 2005).

3.1. Stockage des fruits de piments

La durée de vie des piments fraîchement récoltés est de 2 à 3 jours. Il est nécessaire de diminuer l'humidité et d'assurer l'aération des piments à fin de prévenir le développement de la microflore et la perte de leur qualité (Kaleemullah et Kailappan, 2005).

Les piments frais sont sensibles au froid, dont ils devraient être stockés à une température de 8 à 12 °C et une humidité relative de 90 à 95 % pour diminuer les pertes d'eau et le flétrissement, ainsi que certains cultivars sont susceptibles aux dommages liés au froid lorsque ils stockés à 7°C (Nunes, 2009). Dans les conditions optimums, les piments peuvent être stockés 2 à 3 semaines après la récolte (Wildman et *al.*, 2006).

Une bonne gestion de la température peut contrôler efficacement le taux de maturation des fruits mûrs du piment. L'utilisation de l'éthylène pour améliorer la maturation ou le changement de couleur est déconseillée car elle stimule la respiration et le ramollissement plus que la coloration (Gil et Tudela, 2012).

3.2. Préservation et transformation

Afin d'augmenter la durée de vie et le temps de stockage des aliments, plusieurs processus de préservation sont utilisés au niveau de l'industrie agroalimentaire (Shafiur Rhman, 2007). Le piment peut être mise en conserve, en saumure, ou déshydraté (Bosland et Votava, 2012). Les principales transformations appliquées au piment sont :

2.2.1. Le séchage (déshydratation)

La déshydratation est l'une des méthodes les plus anciennes et les plus utilisées pour la préservation des fruits et légumes. Son principal objectif est d'éliminer la principale partie d'eau et la ramener à un niveau auquel les réactions de détérioration et de dégradation microbienne sont minimisées ou arrêtées (Téllez-Pérez *et al.*, 2012). Un autre objectif est de réduire le poids et le volume de produits ainsi que les frais de transport et de stockage (Darvishi *et al.*, 2014).

2.2.1.1. Séchage sous soleil

Le Piment rouge est séché traditionnellement et directement sous soleil, ce qui nécessite un grand espace ouvert et une longue durée (Fudholi *et al.*, 2014) 14 à 21 jours en fonction du climat (Kaleemullah et Kailappan, 2005). Bien que cette méthode traditionnelle nécessite seulement un petit investissement, le séchage au soleil ouvert est susceptible à la contamination par des matières étrangères (poussière et sable) ainsi que l'infestation par les insectes et moisissures, résultant d'une qualité médiocre de produit (Fudholi *et al.*, 2014).

2.2.1.2. Séchage à l'aide d'un séchoir solaire et mécanique

Afin de diminuer le temps de séchage et d'améliorer la qualité des piments séchés (Kaleemullah et Kailappan, 2005), de nombreux procédés classiques sont utilisés, y compris le séchage à l'air chaud, le séchage sous vide, etc. De nombreuses technologies émergentes ont été développées récemment comme des alternatives aux méthodes les plus connues (séchage par micro-ondes, l'irradiation, l'ultrason, etc.) Néanmoins, le coût élevé de certaines nouvelles technologies limite leur application (Téllez-Pérez *et al.*, 2012).

2.2.1.3. Piment séché

Le piment séché est utilisé comme épice, soit sous forme entier ou bien transformé en poudre dont ce dernier peut être mélangé avec d'autres ingrédients tels que le cumin, la coriandre, l'ail, etc. (Robert *et al.*, 2006). Généralement, la transformation du piment en poudre dure 4 à 6 semaines pour le séchage, puis le stockage dans des sacs en plastique, ensuite le broyage et enfin le tamisage (Lillian, 2010).

3.2.2. Saumurage et marinage

Le procédé de marinage ou de saumurage consiste à ajouter des quantités suffisantes de sel et d'acide acétique pour éviter la détérioration microbienne (Bosland et Votava, 2012).

Ce type de traitement du piment assure une qualité texturale supérieure par rapport à celle des piments mis en conserve. L'efficacité du saumurage pour la conservation est liée à la vitesse de diffusion de l'acide dans toutes les parties du fruit et le temps nécessaire pour atteindre un pH recherché (4,6 ou moins) (Janick et Paull, 2008). Dans la plupart des opérations commerciales, le processus de saumurage des piments s'effectue en deux étapes : les gousses de piments frais sont placées dans une saumure primaire ou initiale où vont être fermentées et préservées ; la saumure initiale doit avoir un pH de 3,8 au maximum, avec 1 à 1,5% d'acide acétique/poids. Après une période minimale de 2 à 8 semaines (selon la variété et le processus), les fruits sont retirés de la saumure primaire, lavés, triés pour la deuxième fois, puis placés dans la saumure finale. Seuls les meilleurs fruits de bonne qualité sont placés entiers ou coupés en tranches dans la saumure finale. Le taux de vinaigre et de sel peut être réduit dans la saumure finale avec une possibilité d'ajout des épices pour aromatisation (Janick et Paull, 2008 ; Bosland et Votava, 2012).

Les conservateurs sont souvent utilisés dans la saumure initiale pour empêcher le ramollissement et la décoloration des fruits. Le sodium bisulfite (0,5-1% en poids) est le conservateur commun le plus ajouté pour le marinage des piments (Janick et Paull, 2008). Les Piments saumurés ont une longue durée de vie, c'est pour cette raison, la plupart des entreprises de produits alimentaires aux Etats-Unis ne mettent pas les dates d'expiration (Bosland et Votava, 2012).

3.2.3. Transformation en sauces ou purée

La transformation des piments en sauce est un autre procédé de conservation fréquent. En fait, les sauces brûlantes se trouvent dans diverses gastronomies telles que la *Harissa* du Moyen-Orient, *l'huile de piment* de la Chine (connue sous le nom *Rayu* au Japon), sauces *Habanero* en Amérique centrale et *Sriracha* de la Thaïlande).

En général, le processus industriel pour obtenir des sauces peut être résumé en deux principales opérations : évaporation et mixage. La concentration partielle de la purée du piment est réalisée en continu à l'aide des évaporateurs automatiques. Par conséquent, la perte de la qualité dépend de contrôle de la température et du temps de traitement (Tellez Perez, 2014).

3.2.3.1. Conserve *Harissa*

Dans la tradition Algérienne, le produit *Harissa* est la sauce piquante de couleur rouge que nous ajoutons dans les différents plats. Il s'agit d'un condiment traditionnel de piment originaire d'Afrique du Nord et le plus souvent associée à la cuisine marocaine, dont la recette varie d'une région à une autre et d'une maison à une autre (Coyene et Knutzen, 2011).

a. Définition du produit

D'après le CODEX STAN 308R-2011, le terme *Harissa* désigne uniquement la purée de pulpe de piment rouge frais de la variété *Capsicum annuum*, en conserve, concentrée, dont la composition est la suivante : piment rouge frais de la variété *Capsicum annuum*, ail frais, coriandre, carvi et du sel.

b. Caractéristiques exigées pour la conserve de piments *Harissa*

Le piment utilisé à la préparation des conserves *Harissa* doit atteindre un état de maturité convenable, de qualité saine, loyale et marchande, de belle teinte rouge, sans altérations, ni flétrissures, ni lésions cryptogamiques quelconques, et provenant de l'espèce *Capsicum frutescens*.

Le concentré *Harissa* doit répondre aux caractéristiques suivantes :

- Couleur : doit être rouge, caractéristique des piments mûrs ;
- Texture : doit être homogène, de pulpe de piments frais, rouge (absence de particules noires et de produits nocifs) ;
- Saveur : doit être caractéristique du fruit, exempte de goût de cuit ou de brûlure, piquante ou légèrement piquante avec absence d'odeurs étrangères ;
- Consistance : normale.

c. Etapes de transformation en bref

Les étapes de la fabrication de la *Harissa* à l'échelle industrielle sont les suivantes :

-Lavage : c'est une étape de traitement obligatoire ; elle vise à débarrasser les fruits des poussières, microorganismes et pesticides résiduelles. Le lavage des fruits peut être effectué par immersion, par pulvérisation (douche) ou par la combinaison de ces deux processus qui est généralement la meilleure solution : pré-lavage et lavage (Sharma, 2014).

-Broyage : Réduction des piments en petites particules.

-Préchauffage (blanchiment) : c'est une méthode de prétraitement, elle peut être effectuée par immersion dans l'eau bouillante, ou à la vapeur, ou bien à l'air chaud pendant 1 à 10min. le blanchiment inactive le système enzymatique responsable de la dégradation de la couleur et la flaveur et conduit à la perte en vitamine C durant les traitements subséquents et le stockage (Barbosa-cánovas et FAO, 2003).

-Tamisage : sert à débarrasser la purée de *Harissa* au maximum des pépins et des peaux (NA : 2261, 1995).

-Concentration sous vide et ajout des autres ingrédients : l'application de la concentration sous vide diminue le point d'ébullition du jus et réduit les dommages thermiques. Ce processus conduit à l'évaporation du produit à une basse température (maximum 50°C) (un vide de ~40 Kpascal, en fonction de solides solubles) (Bates et *al.*, 2001). Le concentré de *Harissa* doit avoir 14% de résidu sec (NA : 2261, 1995).

-Pasteurisation : est un processus de traitement thermique pour inactiver les enzymes et tuer les microorganismes relativement sensibles à la chaleur qui causent la détérioration, avec des changements minimes dans les propriétés des aliments (Shafiur Rahman, 2007).

-Stérilisation : est un traitement thermique qui sert à la destruction et l'élimination complète des microorganismes présents dans l'aliment, la température du traitement est généralement de 110 à 125 °C (Shafiur Rahman, 2007).

Matériel et Méthodes

Nous rappelons que le travail présenté dans ce mémoire a pour objectif principal d'étudier l'effet des procédés technologiques (industriel et artisanal) appliqués pour la fabrication de la conserve *Harissa* sur quelques antioxydants de cette dernière. Afin d'atteindre cet objectif, nous avons suivi la démarche suivante :

1. Démarche expérimentale

Pour la fabrication industrielle du produit *Harissa*, nous avons choisi l'entreprise AMOR BENAMOR spécialisée dans la fabrication et la commercialisation des conserves (Tomate, *Harissa*, Confiture). Elle compte parmi les anciennes entreprises Algériennes dans ce domaine.

La production de conserves AMOR BENAMOR est assurée par trois unités situées à Bouati Mahmoud et El Fedjoudj (Wilaya de Guelma) et Boumaiza (Wilaya de Skikda). Ces trois unités ont une capacité de fabrication totale de 7600 tonnes /jour, dont la production de la conserve *Harissa* est estimée à 11000 tonnes/an, celle de la tomate concentrée à 53000 tonnes/an et celle de confitures de fruits à 8800 tonnes/an.

Concernant la fabrication de la conserve *Harissa* traditionnelle, nous avons procédé à la réalisation d'une enquête au niveau de la région de Constantine et ses environs afin d'adopter un diagramme de fabrication qui sera appliqué dans ce travail.

Pour évaluer l'effet des différents traitements au cours de la fabrication de conserve *Harissa*, nous avons effectué des prélèvements à l'unité de Bouati Mahmoud, durant la période du 09 au 11 octobre 2014, à chaque étape clé de la chaîne de fabrication.

Les analyses de pH, Brix, couleur, β -carotène, lycopène, chlorophylle ont été effectuées au niveau du laboratoire de l'unité de fabrication à Bouati Mahmoud.

Les autres analyses : humidité, taux de cendre, polyphénols totaux, flavonoïdes, tanins, caroténoïdes totaux et évaluation de l'activité antioxydante (test DPPH) ont été réalisées aux laboratoires pédagogiques et de recherche en biotechnologie et qualité des aliments (BIOQUAL) de l'institut de la nutrition, de l'alimentation, et des technologies agro-alimentaires (I.N.A.T.A.A) de l'université frères Mentouri (UFMC) (pour éviter les résultats biaisés, tous les essais ont été répétés trois fois).

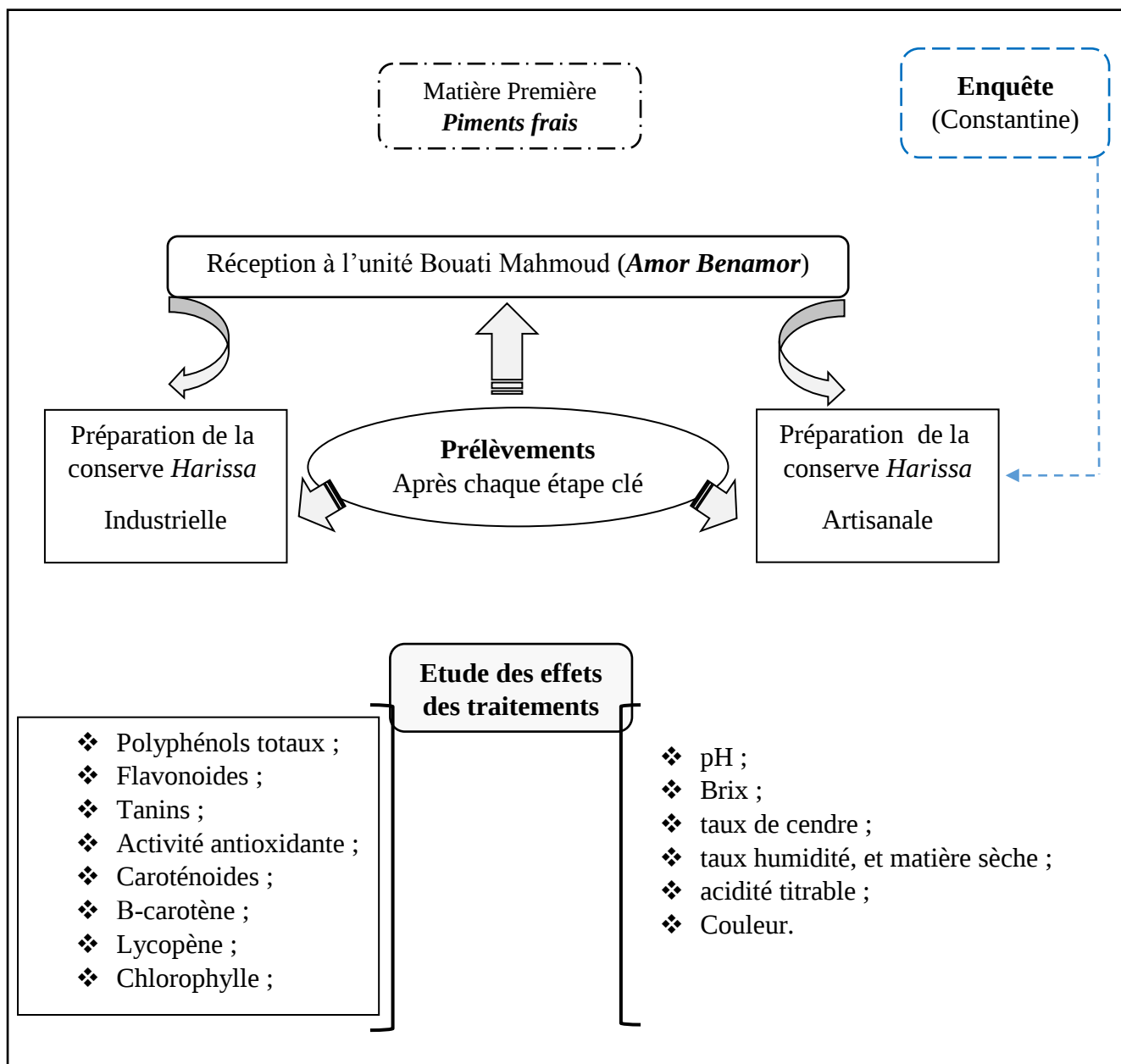


Figure 5. Schéma récapitulatif de la démarche expérimentale suivie

2. Matériel végétal (piments)

Le matériel végétal utilisé tant que matière première pour la fabrication de la conserve *Harissa* (industrielle et artisanale) est un mélange de piments cultivés en plein champs et récoltés au stade de maturation (couleur rouge) au mois d'octobre 2014. Les lots de piments sont réceptionnés dans des sacs et vidés dans une cour à l'air libre en face de la chaîne de fabrication. Les échantillons ont été prélevés au niveau de la réception des fruits de l'unité de transformation Amor Benamor à Bouati Mahmoud, où ils sont disposés sur le sol en plein air. Les piments réceptionnés à l'unité durant cette période proviennent de la wilaya de Guelma, Skikda, Om Elbeougui et M'sila. Les principales variétés utilisées par l'unité sont généralement des hybrides (*Chamsi, Karam, Jijel, Amir* ou *AL40*).

3. Procédés de fabrication de la conserve *Harissa*

3.1. Procédé industriel

3.1.1. Diagramme industriel de fabrication

La conserve de piments *Harissa* est préparée à partir d'un mélange de piments frais matures (de couleur rouge), dont le piment piquant représente $\frac{3}{4}$ et le doux $\frac{1}{4}$. Le mélange de piments est lavé par émergence dans un bain d'eau courant et broyé, puis blanchi à une température de 85°C à 95°C pendant 4 sec. Une étape d'élimination des déchets (peau, pépins, etc.) est nécessaire afin d'obtenir une pulpe de piments tamisée.

La pulpe est ensuite concentrée à l'aide d'une boule de concentration sous vide (2-3 bar à ~ 75°C) pour avoir un concentré de 14 °Brix. A cette étape, l'ail (~4%), le sel (NaCl n'excède pas 5%), le carvi (~2%), et la coriandre (~4%) sont ajoutés. Après, le concentré de piment subira une flash pasteurisation, puis une stérilisation après le remplissage dans des bocaux métalliques et le sertissage, et enfin le stockage et la livraison (Figure 6).

3.1.2. Prélèvements

Les prélèvements, au cours de la fabrication de la conserve *Harissa*, ont été réalisés pour trois différents lots pour prendre en compte la variation de la matière première. Les prélèvements sont désignés par : lot L1, L2 et L3. Pour chaque lot, les prélèvements sont effectués à sept étapes du procédé de fabrication : à la réception, après découpe (broyage), après blanchiment, après raffinage, après concentration, après pasteurisation et sur le produit final (après la stérilisation) (Figure 6). Pour la première étape (à la réception), les piments sont récupérés avant le lavage. Comme le lot peut contenir plusieurs variétés, provenant de différentes régions et pour que l'échantillon soit représentatif, environ 50 fruits ont été prélevés au hasard du lot. Cependant, pour le reste de la chaîne de fabrication, les différents

échantillons sont prélevés dans des bocaux en verre bien fermés (1/2 kg de capacité), placés dans une glacière, puis conservés dans le réfrigérateur pour les analyses ultérieures.

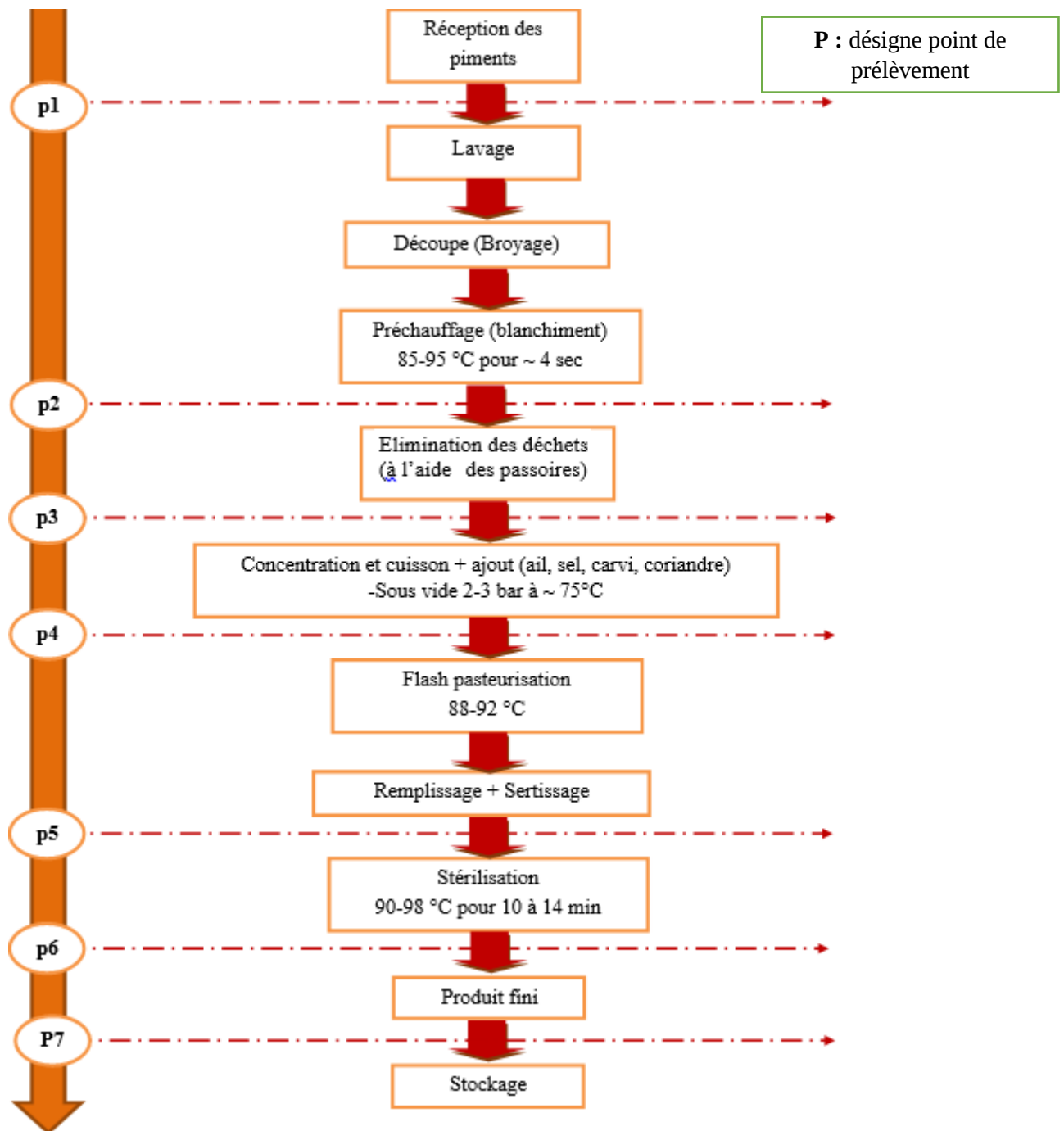


Figure 6. Procédé de fabrication de la conserve *Harissa* appliqué au niveau de l'unité Amor Benamor.

3.2. Procédé artisanal (traditionnel)

3.2.1. Enquête réalisée

Nous avons réalisé une enquête auprès de 69 personnes au niveau de la wilaya de Constantine afin de connaître les différents diagrammes appliqués dans la fabrication de la conserve *Harissa* traditionnellement et pour choisir le diagramme de fabrication le plus suivi que nous allons appliquer par la suite. L'enquête s'est déroulée durant les mois de mai et juin 2014.

3.2.2. Nombre et type des questions

Le questionnaire élaboré comprend 52 questions, dont 25 questions sont fermées où les réponses sont à cocher pour faciliter le recueil d'informations, 12 questions semi-fermées qui donnent la possibilité aux sujets de compléter plus librement la liste des suggestions et 15 questions ouvertes donnent aux sujets la liberté de réponse (Annexe 1).

3.2.3. Présentation des volets du questionnaire

Le questionnaire descriptif élaboré comporte trois volets ;

- **Volet 1** (5 questions): il regroupe des questions sur l'identification et les renseignements personnels (âge, sexe, résidence, niveau d'instruction, profession).
- **Volet 2** (15 questions): il a ciblé les deux types de sujets : les sujets qui pratiquent la culture de piments ou appartiennent à une famille pratiquant l'agriculture et les sujets qui les achètent. En ce qui concerne les agriculteurs, les questions sont autour des renseignements sur la culture de piments (saison, mode de culture, nombre et caractéristiques des variétés, récolte, etc.). Pour les acheteurs, les questions posées concernent les variétés achetées, leurs caractéristiques, l'origine, mode de consommation préféré, etc.
- **Volet 3** (27 questions) : il a concerné des renseignements sur la fabrication traditionnelle de la conserve *Harissa* et le type de piment utilisé (variété, prétraitements, etc.).

3.2.4. Difficultés rencontrées au cours de la réalisation de l'enquête

Durant la réalisation de l'enquête, nous avons été confrontés à des difficultés inhérentes à toute enquête de ce type. Parmi ces difficultés :

- le refus de certaines personnes de participer à l'enquête (de nombreuses raisons sont à l'origine de ce refus, comme par exemple, la perception de l'enquête comme une intrusion dans la vie privée, la méfiance engendrée par le sentiment d'insécurité partagé par certains agriculteurs, le manque de disponibilité ou tout simplement le manque d'intérêt pour le thème étudié) ;

- souvent, certains participants après avoir répondu à plusieurs questions, hésitent de parler de certains détails ou savoirs-faire ce que nécessite le rejet de leurs questionnaires ;
- certains questionnaires distribués n'étaient pas correctement remplis, comportant trop de ratures ou illisibles, alors que d'autres ne sont pas rendus.

3.2.5. Conversion, codage et saisie des données de l'enquête

Après triage des questionnaires rendus, nous avons procédé au codage des données collectées à partir des questionnaires récupérés. Le codage consiste à transformer en variables numériques des réponses souvent matérialisées par des croix dans des cases au moment de l'interrogatoire. Une fois codé et vérifié, le questionnaire est ensuite saisi.

3.2.6. Saisie et traitement statistique des données de l'enquête

La saisie et le traitement statistique des données ont été réalisés à l'aide du logiciel Excel (version 2007). Les résultats sont exprimés en pourcentage lorsqu'il s'agit de variables qualitatives (sexe, niveau d'instruction,...) et en moyenne lorsqu'il s'agit de variables quantitatives (âge, ...).

3.3. Diagramme traditionnel de fabrication et prélèvements

Le diagramme pratiqué a été choisi à partir des diagrammes les plus pratiqués selon l'enquête réalisée.

La fabrication de la conserve *Harissa* traditionnelle a été réalisée sur la même matière première utilisée pour la fabrication industrielle de ce produit, mais indépendamment des lots 1, 2 et 3. En s'appuyant sur les résultats de l'enquête réalisée, les piments ont été bien lavés avec élimination des têtes, pépins et parties abimés (si elles existent). Les piments ont été découpés en deux ou gros morceaux, égouttés pendant 10 à 15 min puis blanchis sous vapeur pendant 15 à 20min. Après refroidissement (10 à 15 min), ils ont été broyés à l'aide d'une moulinette. La purée de piment a été assaisonnée avec du sel, l'ail, la coriandre et le carvi. Le mélange obtenu a été conditionné dans des bocaux et conservé dans le réfrigérateur après refroidissement (Figure 7).

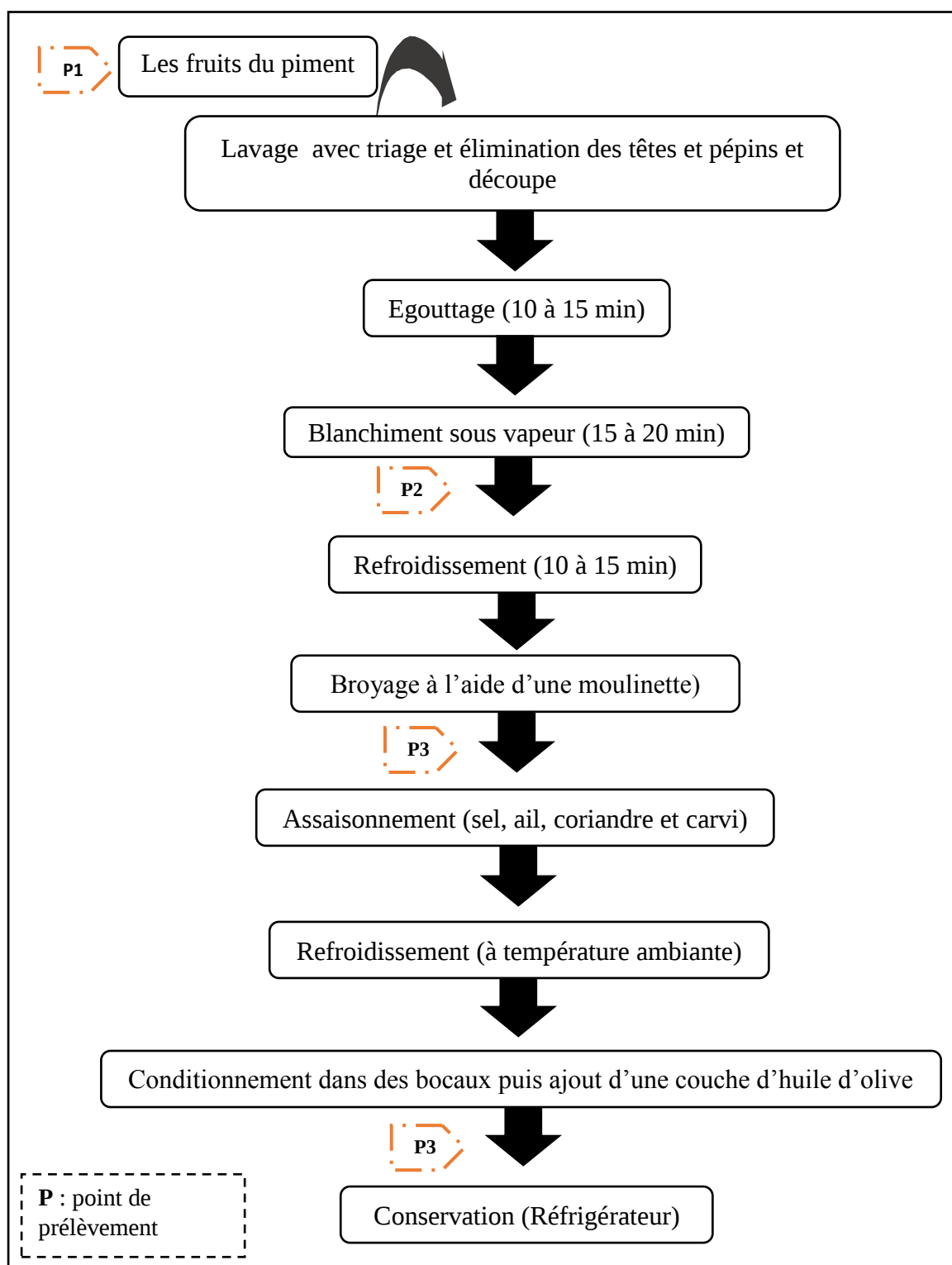


Figure 7. Diagramme de fabrication de la conserve *Harissa* traditionnelle.

4. Méthodes d'analyses

4.1. Détermination du pH (Normes NF V76-122, 1994)

- **Principe**

La mesure du pH s'effectue par potentiométrie.

- **Protocol expérimental**

La mesure du pH des échantillons a été effectuée par un pH-mètre électronique en appliquant directement l'électrode dans la pulpe de piments broyés, à une température comprise entre 20 et 23 °C. Avant chaque mesure, l'électrode doit être rincée soigneusement avec de l'eau distillée, et les traces d'eau doivent être éliminées avec du papier absorbant.

4.2. Détermination du Brix (Solide soluble total « SST »)

- **Principe**

Le degré Brix est la mesure de la matière sèche soluble qui celle-ci s'exprime en pourcentage. La mesure de degré Brix s'effectue à aide d'un réfractomètre, dont ce dernier détermine l'indice de réfraction de la lumière d'une matrice solide ou liquide. Cet indice s'observe par la déviation d'un faisceau lumineux suivant la nature du milieu dans lequel il se propage. L'angle du faisceau dévie en fonction du taux de matière sèche soluble dans le milieu, plus la concentration de matière sèche soluble est élevée, plus la réfraction est importante.

- **Protocol expérimental**

Le °Brix des échantillons a été déterminé par un réfractomètre (LR 02-maselli). Environ 1g d'échantillon a été placé sur la plaque de l'instrument, puis la valeur de Brix est affichée sur l'appareil, cette opération est répétée 3 fois, en n'oubliant pas de nettoyer le réfractomètre avec de l'eau distillée après chaque lecture pour s'assurer qu'aucune particule ne reste sur la plaque de l'appareil.

4.3. Détermination de la teneur en eau (AFNOR, 1982 citée par AFTER, 2011)

- **Principe**

La teneur en eau est la perte en masse après dessiccation complète. Le principe consiste à sécher une masse connue de l'échantillon (environ 2 g) à 105°C dans une étuve isotherme ventilée jusqu'à l'obtention d'une masse constante. Après refroidissement dans un dessiccateur, les échantillons sont pesés à nouveau. La teneur en eau représente la différence de masse avant et après passage à l'étuve.

- **Expression des résultats**

La teneur en eau (TE) en pourcentage de matière humide est déterminée par la formule suivante :

$$TE\% = (M_1 - M_2)/P \times 100$$

Avec : M_1 : masse (g) de la capsule + matière fraîche avant séchage.

M_2 : masse (g) de l'ensemble après séchage à 105°C.

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

La matière sèche (MS) est calculée par la formule suivante :

$$MS\% = 100 - TE\%$$

4.4. Détermination de la teneur en cendres (AFNOR V76 – 124, 1994 citée par AFTER, 2011)

Les cendres constituent le résidu d'un jus de fruits ou de légumes, ou d'un produit dérivé, obtenu après avoir totalement éliminé leurs substances organiques par calcination et évaporation de l'eau.

- **Principe**

Les cendres sont déterminées par méthode gravimétrique.

- **Protocol expérimental**

2 g de chaque échantillon à analyser ont été mis dans des capsules, puis placés dans le four à moufle réglé à 525 °C ± 25 °C pendant 5 heures jusqu'à obtention d'une couleur grise, claire ou blanchâtre. Les capsules sont retirées du four et placées dans le dessiccateur pour refroidissement.

- **Expression des résultats**

La teneur en matière organique, exprimée en %, est calculée comme suit :

$$MO\% = [(M_1 - M_2)/P] \times 100$$

Avec : MO% : matière organique.

M_1 : masse (g) des capsules + prise d'essai

M_2 : masse (g) des capsules + cendres.

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

La teneur en cendres (Cd), exprimée en %, est calculée comme suit :

$$Cd\% = 100 - MO$$

4.5. Détermination et évaluation de la teneur en β -carotène, lycopène et chlorophylle

- **Principe**

L'évaluation de la teneur en β -carotène, lycopène et chlorophylle a été effectuée par méthode spectrophotométrique.

- **Protocol expérimental**

Les pigments (β -carotène, lycopène et chlorophylle) ont été évalués par un LAB spectrophotomètre (LC-01 Maselli). Les fruits du piment ont été broyés par un broyeur électrique, après lavage et élimination des pépins, puis filtration par la passoire, ils ont été placés dans la capsule de l'instrument pour faire la lecture. Pour les échantillons de P2 et P3, ils n'ont subi qu'une filtration avant la lecture. Les échantillons concentrés ($^{\circ}$ Brix plus de 12.5) ont subi une dilution par l'eau distillée pour avoir un $^{\circ}$ Brix de 12.5 avant d'être placés dans la capsule pour la lecture.

4.6. Evaluation de la couleur

- **Principe**

L'évaluation de la couleur a été effectuée par un LAB spectrophotomètre. Selon le principe de base de la colorimétrie, l'ensemble des couleurs peut être représenté sous la forme d'un espace colorimétrique à 3 dimensions, où chaque couleur est définie par 3 paramètres indépendants (Moëvi, 2006). La couleur peut être définie par l'indice de luminance L^* (variant de 0% à 100% représentant le noir et le blanc respectivement), l'indice de jaune b^* , et l'indice de rouge a^* . La valeur positive de a^* représente la quantité de rougeur de la couleur de piments, alors que la valeur négative représente la quantité de verdure (couleur verte). La couleur d'espace est basée sur la perception visuelle humaine de couleurs complémentaires ; par conséquent, lorsque les valeurs de L^* et de a^* augmentent, la couleur perçue devient plus claire et plus rouge respectivement (Chen et *al.*, 2014). (Figure 8)

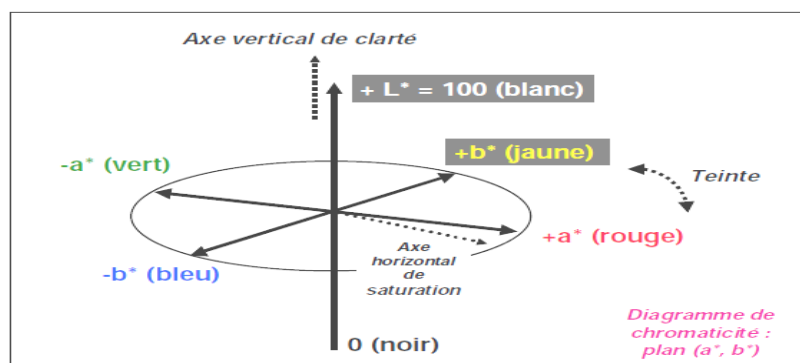


Figure 8. Repérage des couleurs selon le système $L^*a^*b^*$ (Moëvi, 2006)

- **Protocol expérimental**

C'est le même Protocole suivi pour la détermination de la teneur en β -carotène, lycopène et chlorophylle.

4.7. Extraction et dosage des caroténoïdes totaux

- **Principe**

Il n'y a aucune technique standard pour l'extraction des caroténoïdes dans le laboratoire. Toutefois, la plus part des procédés d'extraction suivent les étapes communes : libération des composés désirés de la matrice par rupture de tissus, suivie par l'élimination des composés indésirables, et réalisation de l'extraction liquide-liquide ou liquide-solide (Amorim-Carrilho et *al.*, 2014). Comme les caroténoïdes sont liposolubles, ils sont extraits avec des solvants organiques (Gross, 1991), dans notre cas le solvant utilisé est un mélange d'acétone et d'éther de pétrole (50 :50, v/v).

La méthode utilisée pour la détermination quantitative des caroténoïdes est spectrophotométrique (Gross, 1991). Les Propriétés d'absorption des caroténoïdes fournissent un critère pour l'identification et la caractérisation des caroténoïdes. En raison de leur double-liaisons conjuguées (chromophore), les caroténoïdes absorbent la lumière et présentent des bandes d'absorption principalement dans le visible ou, dans certains cas, dans la région UV (Young et Britton, 1993).

- **Protocol expérimental**

Les Caroténoïdes totaux ont été extraits et dosés selon la méthode de Kumar Shaha et *al.* (2013). Les piments (1/4 doux et 3/4 piquant) ont été découpés et bien écrasés à l'aide d'un mortier (concernant l'échantillon de la matière première) avant l'analyse. 2,5 g de l'échantillon a été homogénéisé avec un mélange d'acétone et d'éther de pétrole (1 :1, v/v) suivi par la collection de la phase supérieure, dont cette opération a été répétée plusieurs fois avec des faibles volumes de solvant (environ 20 ml) jusqu'à l'obtention d'une décoloration totale de résidu. La phase liquide collectée (mélange de solvants et de pigments) a été transférée à une ampoule à décanter après lavage avec l'eau distillée afin d'avoir une couche d'éther de pétrole avec le pigment désiré. La couche d'éther de pétrole a été filtrée à l'aide d'un papier filtre, débarrassée des gouttes d'eau résiduelle par le biais de sulfate de sodium, transférée dans une fiole jaugée à un volume connu (de 100 à 150 ml), et complétée avec de l'éther de pétrole. Enfin, la teneur en caroténoïdes totale a été mesurée par un

spectrophotomètre à la longueur d'onde de 450 nm. Les résultats ont été exprimés en équivalent de β -carotène (μg / g de matière fraîche et/ou matière sèche) (Figure 9).

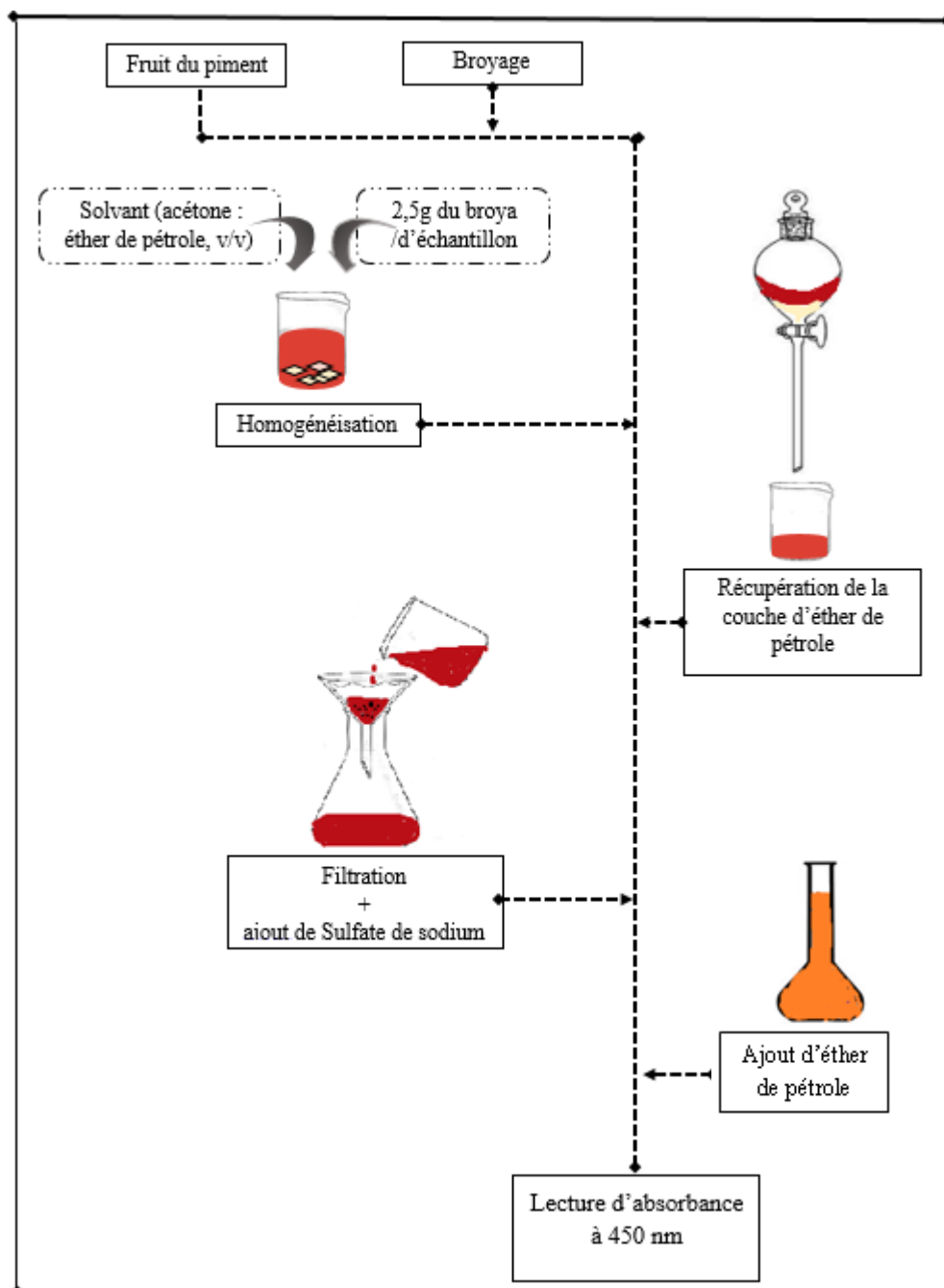


Figure 9. Récapitulation des étapes d'extraction et de dosage des caroténoïdes (Kumar Shaha et *al.*, 2013)

- **Préparation de la gamme d'étalonnage**

La concentration des caroténoïdes totaux est calculée à partir de l'équation de régression de la courbe d'étalonnage (Figure 10). Elle est établie avec le β -carotène (30 à 0,46 $\mu\text{g}/\text{ml}$) en se basant sur des essais préalables, et est exprimée en mg équivalent de β -carotène par gramme de matière sèche et /ou fraîche. 3 mg de β -carotène sont dissouts dans 100ml d'éther de

pétrole, soit une solution (S) avec une concentration de 30 µg/ml, puis on dilue 5 ml de la solution mère avec 5ml d'éther de pétrole et on obtient la dilution (S/2), et pour obtenir la dilution (S/4) on dilue 5 ml de la solution (S/2) avec 5ml de solvant. Ainsi pour les autres dilutions, on refait la même procédure (tableau 3). Le blanc est représenté par l'éther de pétrole.

Tableau 03. Préparation des dilutions de B-carotène pour la réalisation de la courbe standard des caroténoïdes totaux

Dilutions	S	S/2	S/4	S/8	S/16	S/32	S/64
Concentrations (µg/ml)	30	15	7,50	3,75	1,875	0,94	0,47

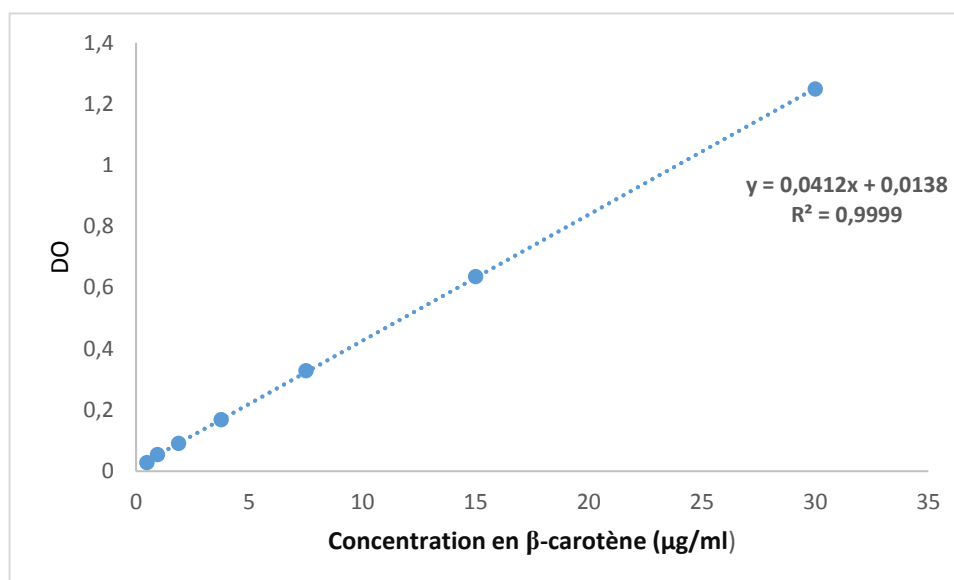


Figure 10. Courbe d'étalonnage pour la quantification des caroténoïdes totaux

4.8. Extraction et dosage des composés phénoliques

4.8.1. Extraction

- **Principe**

La libération des polyphénols présents dans les structures vacuolaires a été effectuée par rupture du tissu végétal et par diffusion. Ces composés sont extraits par extraction liquide-liquide en utilisant le méthanol comme solvant.

- **Protocol expérimental**

L'extraction des polyphénols a été effectuée selon la méthode suivie par Kumar Shaha et *al.* (2013), avec quelques modifications. Pour les piments entiers, les échantillons ont été écrasés et homogénéisés avant leur analyse. 1,5 g de l'échantillon a été dilué à 10 ml de méthanol et homogénéisé pendant environ 1 h et demi, puis clarifié par centrifugation à 3000 rpm, pendant 20 min. Le surnageant a été récupéré et filtré. Le résidu a été subi une autre opération d'extraction avec 10 ml de méthanol (figure 11).

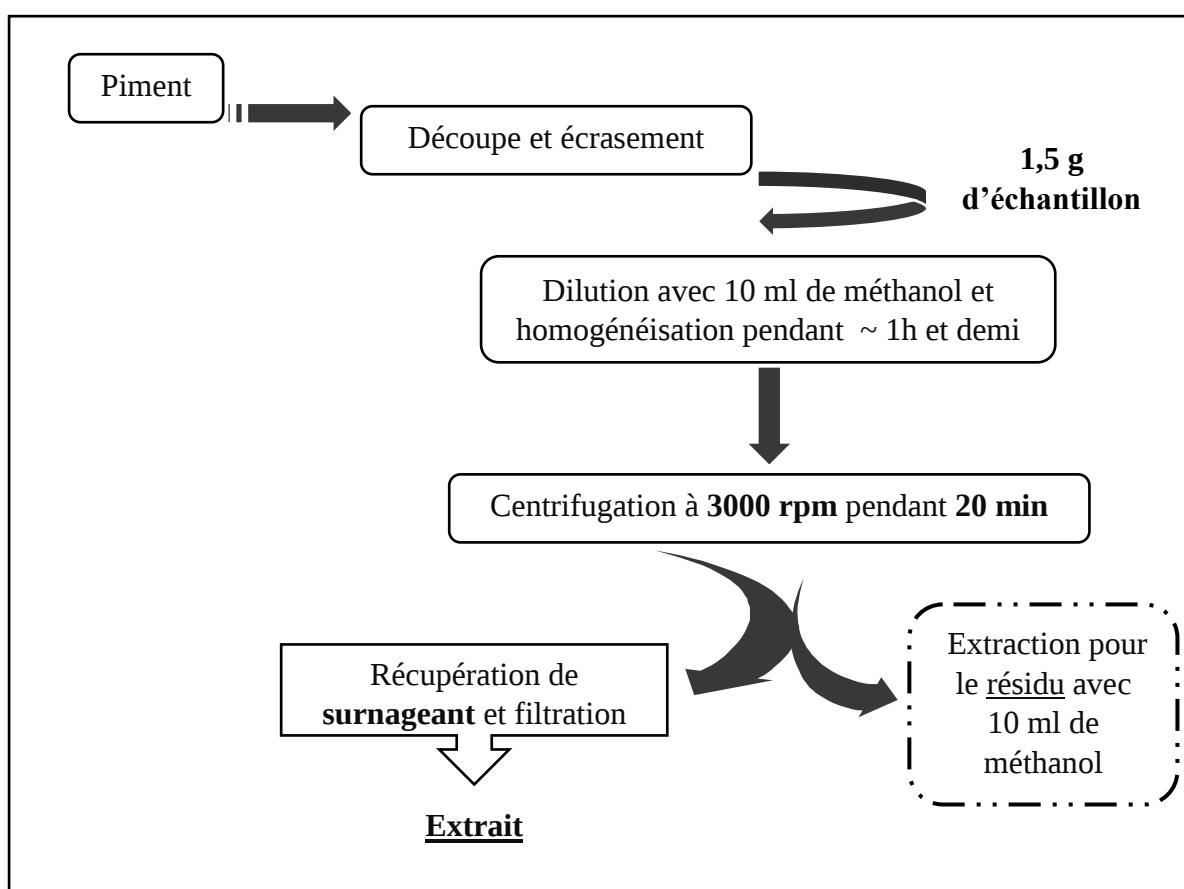


Figure 11. Récapitulation des étapes d'extraction des polyphénols

4.8.2. Dosage des polyphénols totaux

- **Principe**

L'essai du Folin-Ciocalteu est la méthode la plus utilisée pour l'estimation de la composition en polyphénols totaux dans les extraits de fruits, légumes, grains et autres aliments. Le principe de cette méthode est basé sur la réduction en milieu alcalin de la mixture d'acides phosphotungstique et phosphomolybdique de réactif de Folin (Tsao et Li, 2013) par les groupements oxydables des composés phénoliques (Charles, 2013), conduisant à la formation d'un mélange d'oxides phosphotungstique et phosphomolybdique de couleur

bleue (Tsao et Li, 2013). Cette couleur est mesurée par un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 750 à 765nm (Charles, 2013).

- **Protocol expérimental**

Le dosage des polyphénols totaux est réalisé selon la méthode décrite par Kumar Shaha et *al.* (2013) avec quelques modifications. 0,5 ml de réactif de Folin Ciocalteu (50% ; v/v) a été ajouté à 1 ml d'extrait ou à la solution d'acide gallique. Puis, 2,5 ml de carbonate de sodium (20%, w/v) sont ajoutés. Après, le mélange est incubé à l'obscurité pendant 90 min et à une température ambiante. La lecture d'absorbance est effectuée à 765 nm. La concentration en composés phénoliques totaux de l'extrait est déterminée en se référant à la courbe d'étalonnage préparée avec l'acide gallique comme standard. Les résultats sont exprimées en μg équivalent acide gallique par g de matière sèche /ou frais (figure 12).

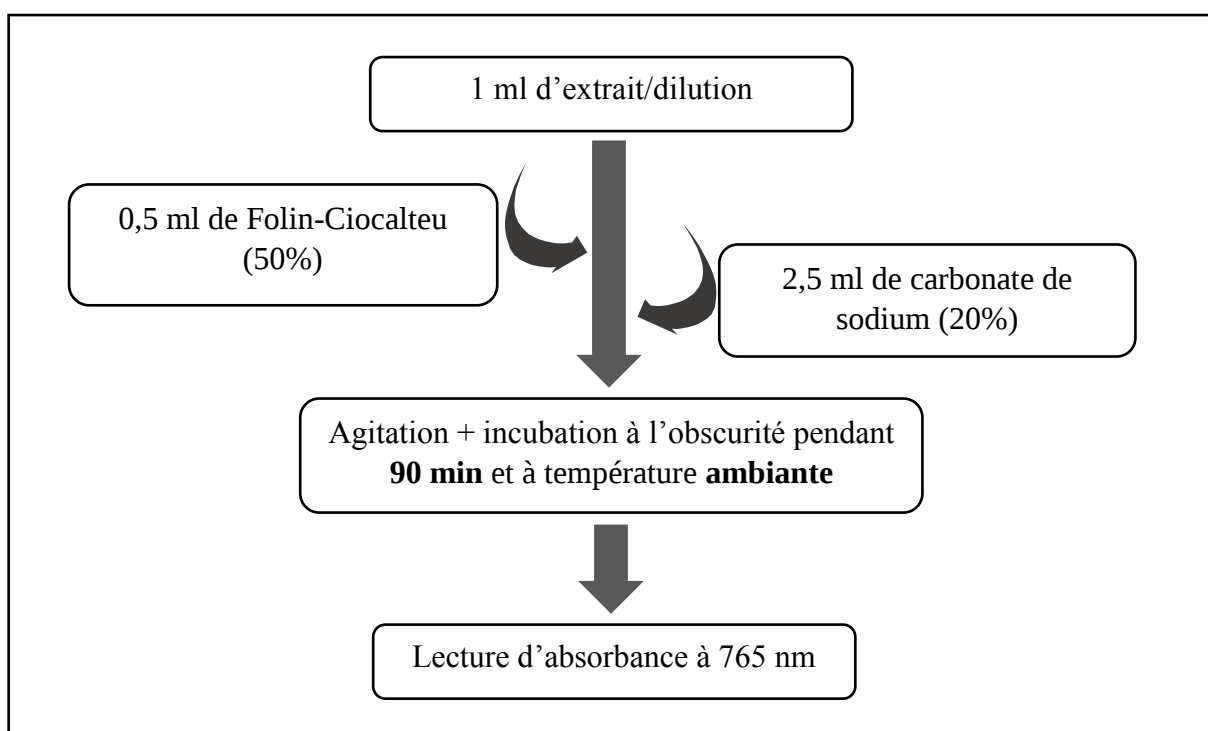


Figure 12. Récapitulation des étapes de dosage des polyphénols totaux

- **Préparation de la gamme d'étalonnage**

La concentration des polyphénols totaux est calculée à partir de l'équation de régression de la courbe d'étalonnage (Figure 13). Elle est établie avec l'acide gallique (50 à 1.562 $\mu\text{g/ml}$) de différentes concentrations. Ces concentrations sont pratiquées dans les mêmes conditions opératoires que les échantillons à analyser.

Tableau 04. Préparation des dilutions de l'acide gallique pour la réalisation de la courbe standard des polyphénols totaux

Dilutions	S	S/2	S/4	S/8	S/16	S/32
Concentrations (µg/ml)	50	25	12,5	6,25	3,12	1,56

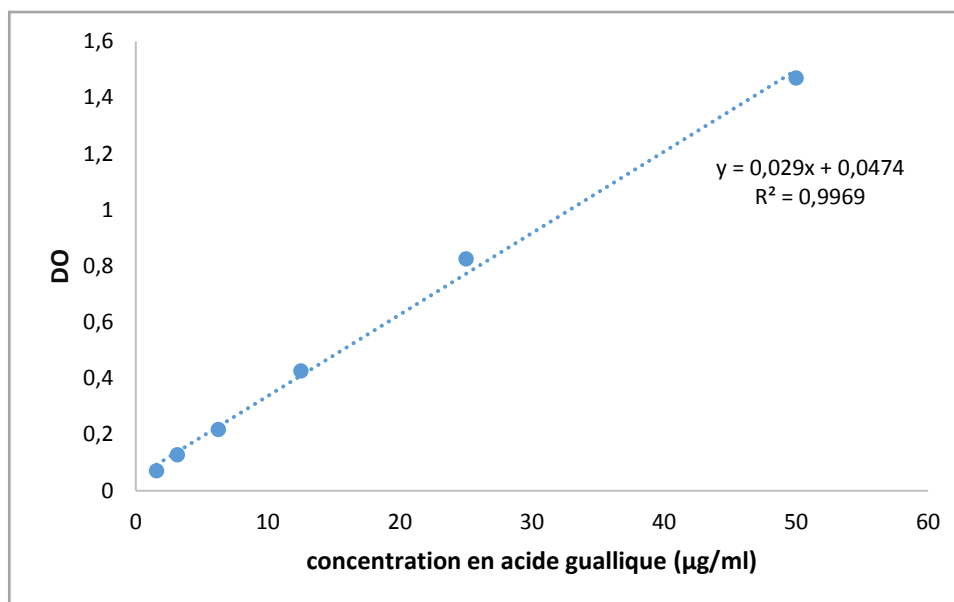


Figure 13. Courbe d'étalonnage pour la quantification des polyphénols totaux

4.8.3. Dosage des flavonoïdes

- **Principe**

La teneur en flavonoïdes totaux est mesurée par la méthode colorimétrique de trichlorure d'aluminium (AlCl_3). Cette méthode est basée sur la capacité de flavonoïdes à former un complexe stable avec les ions d'aluminium dans la solution, dont la couleur de ce complexe dépend de la proportion des ions d'aluminium par rapport aux molécules de flavonoïdes et de leur hydroxylation. Pour cette raison la lecture spectrophotométrique utilisée dans cette méthode peut varier de 367 à 510 nm selon les différentes procédures expérimentales (Tsao et Li, 2013).

- **Protocol expérimental**

L'estimation des flavonoïdes totaux est réalisée par la méthode décrite par Bajorun et *al.*, (1996) (figure 14). Brièvement, 1 ml de la solution d'extrait de chaque échantillon est ajouté à 1 ml de solution de chlorure d'aluminium 2% (préparée dans du méthanol). Après 10 minutes d'incubation à température ambiante, l'absorbance est lue au spectrophotomètre à 430 nm. La concentration est exprimée en µg quercétine équivalent/ g poids sec et/ou poids frais).

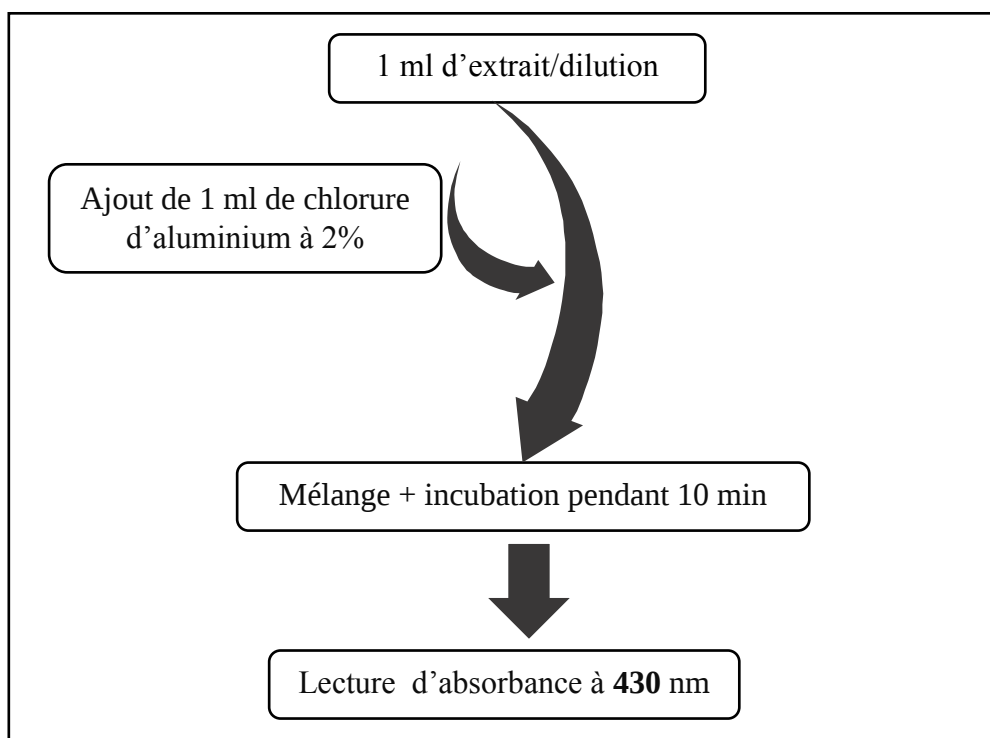


Figure 14. Récapitulation des étapes de dosage des flavonoïdes (Bahorun et *al.*, 1996)

- **Préparation de la gamme d'étalonnage**

Un standard de calibration (Figure15) a été préparé en utilisant des solutions de quercétine de différentes concentrations de 40 à 0,3125 µg/ml (Tableau 5). Ces concentrations sont pratiquées dans les mêmes conditions opératoires que celles des échantillons.

Tableau 05. Préparation des dilutions de la quercétine pour la réalisation de la courbe d'étalonnage des flavonoïdes totaux

Dilutions	S	S/2	S/4	S/8	S/16	S/32	S/64	s/128
Concentrations (µg/ml)	40	20	10	5	2,5	1,25	0,62	0,31

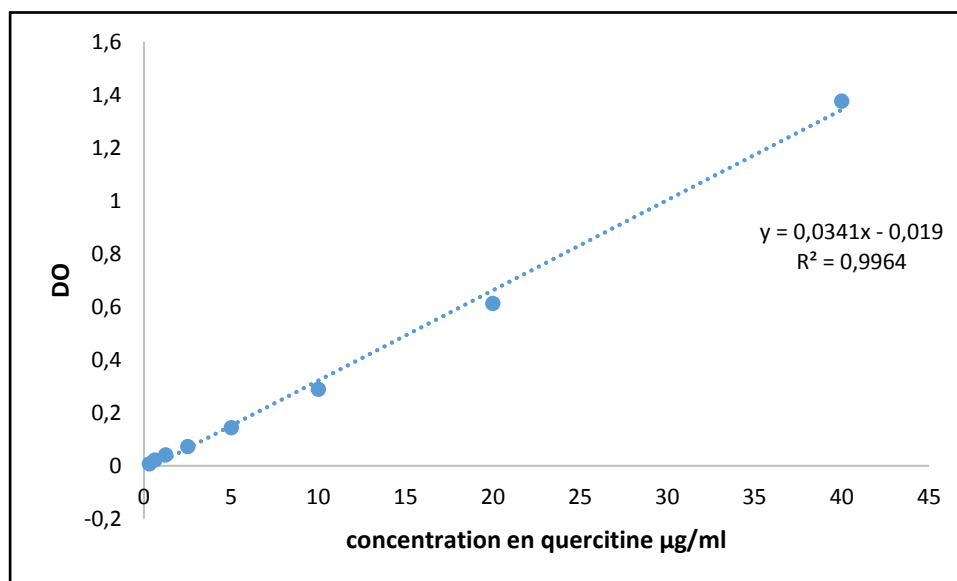


Figure 15. Courbe d'étalonnage pour la quantification des flavonoïdes

4.8.4. Dosage des tanins

- **Principe**

L'estimation de la teneur en tanins a été basée sur la capacité des tanins à précipiter les protéines (Bovin serum albumin: BSA) grâce à leur aptitude de former des complexes avec ces molécules (Makkar, 2003). Ce qui conduit à la séparation de ces composés des autres polyphénols présents dans l'extrait. A un pH acide, elle se produit une précipitation sélective des protéines avec les tanins (Hoff et Singleton, 1977).

Les tanins présents dans le complexe ont été déterminés par l'essai du chlorure ferrique pour les phénols totaux. Les ions forment un complexe avec les phénols et donnent un chromatophore rose qui est mesuré spectrophotométriquement (Makkar, 2003).

- **Protocol expérimental**

L'estimation quantitative des tanins contenus dans l'extrait a été réalisée par la méthode de Hagerman et Butler (1978) citée par Shahidi et Naczki (2004). 1 ml de l'extrait est ajouté à 2 ml de la solution de BSA (1mg/ml). Après agitation immédiate et incubation pendant 24 heures à 4°C, le mélange a été centrifugé pendant 15 minutes à 4000 tours par minute. Le surnageant a été jeté et le culot a été récupéré et lavé avec du tampon acétate (pH 4,9). Le précipité a été dissout dans 4 ml de la solution de SDS/TEA et 1 ml de la solution de FeCl₃ (0,01 M). Après une incubation de 15 minutes, la lecture de l'absorbance a été effectuée au spectrophotomètre à 510 nm contre un tube témoin où l'échantillon est remplacé par un volume équivalent de l'eau (Figure 16).

La quantité des tanins a été calculée par référence à une gamme d'étalonnage réalisée avec de l'acide tannique (0-1mg/ml). Les résultats sont exprimés en mg équivalent acide tannique par 100 g de matière sèche /ou frais.

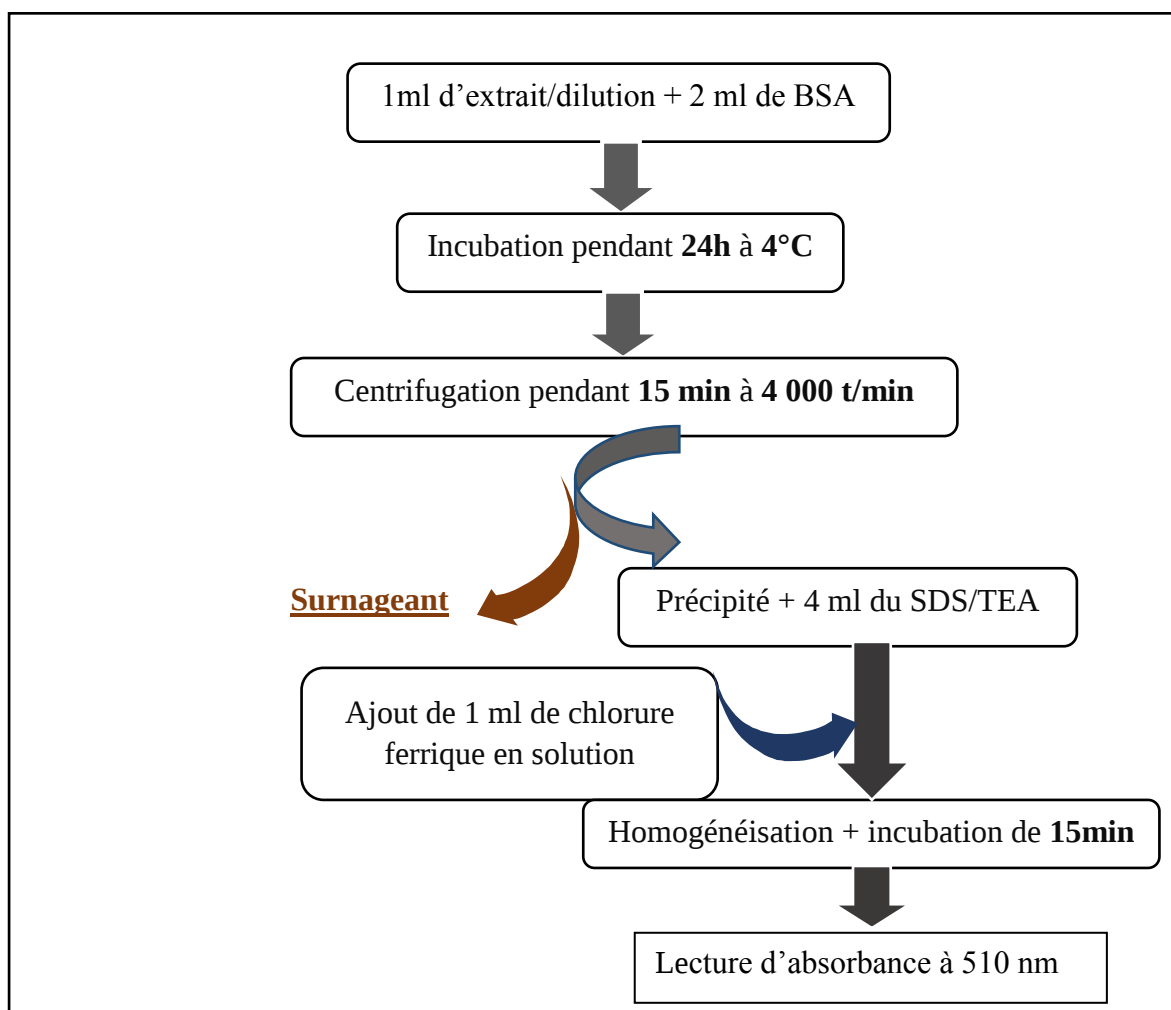


Figure16. Récapitulation des étapes de dosage des tanins (Hagerman et Butler, 1978) citée par (Shahidi et Naczki 2004).

- **Préparation de la gamme d'étalonnage**

La concentration des tanins, a été calculée à partir de l'équation de régression de la courbe d'étalonnage (Figure 17) établie avec l'acide tannique (0,018 -1 mg/ml) (Tableau 6).

Tableau 06. Préparation des dilutions de l'acide tannique pour la réalisation de la courbe d'étalonnage

Dilutions	S	S/2	S/4	S/8	S/16	S/32	S/64
Concentrations (µg/ml)	1	0,50	0,25	0,12	0,062	0,031	0,016

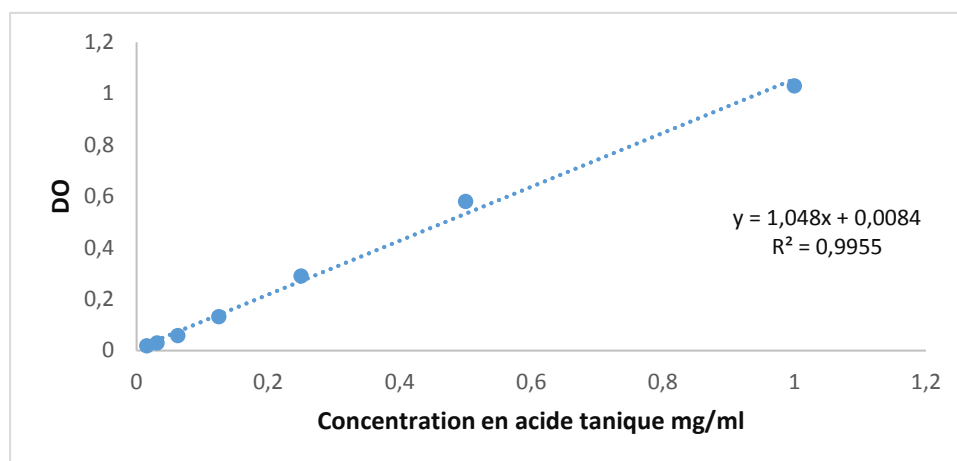


Figure 17. Courbe d'étalonnage pour la quantification des tanins.

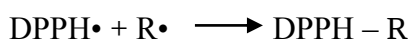
5.9. Activité antioxydante des extraits polyphénoliques

L'activité antioxydante est la proportion constante de la réaction entre un antioxydant unique et un radical libre donné (Charles, 2013).

• Principe

L'activité antioxydante a été étudiée par le test de DPPH (diphényl picryl-hydrate), méthode très utilisée, simple et rapide (Malta et Liu, 2014), c'est une méthode spectrophotométrique basée sur le piégeage des radicaux (DPPH•) (Charles, 2012 et 2013).

Ce test est un essai de décoloration qui mesure la capacité antioxydante (AH) en réagissant directement avec les radicaux de DPPH par le monitoring de la diminution d'absorbance à 517 nm à cause de la réduction par les antioxydants ou la réaction avec les espèces radicales (R•) (Charles, 2013).



• Protocol expérimental

L'activité antioxydante a été mesurée selon le protocole décrit par Kumar Shaha et *al.* (2013) (figure 18). 200 µl de l'extrait du piment a été bien mélangé avec 800 µl de tampon Tris-HCl (100mM, pH 7.4). Le mélange a été ajouté à 1ml de DPPH (500 µM), précédemment préparé dans le méthanol. Le tube control a été préparé par le mélange de 200 µl de méthanol avec 1ml de DPPH. Tous les tubes ont été homogénéisés et placés à l'obscurité pendant 20 min à température ambiante. Enfin, l'absorbance a été mesurée à 517 nm avec le méthanol comme blanc. L'activité antioxydante est calculée selon la formule suivante :

L'activité antioxydante (%) = $[1 - (\text{l'absorbance d'échantillon à 517 nm} / \text{l'absorbance de tube contrôle à 517 nm})] \times 100$.

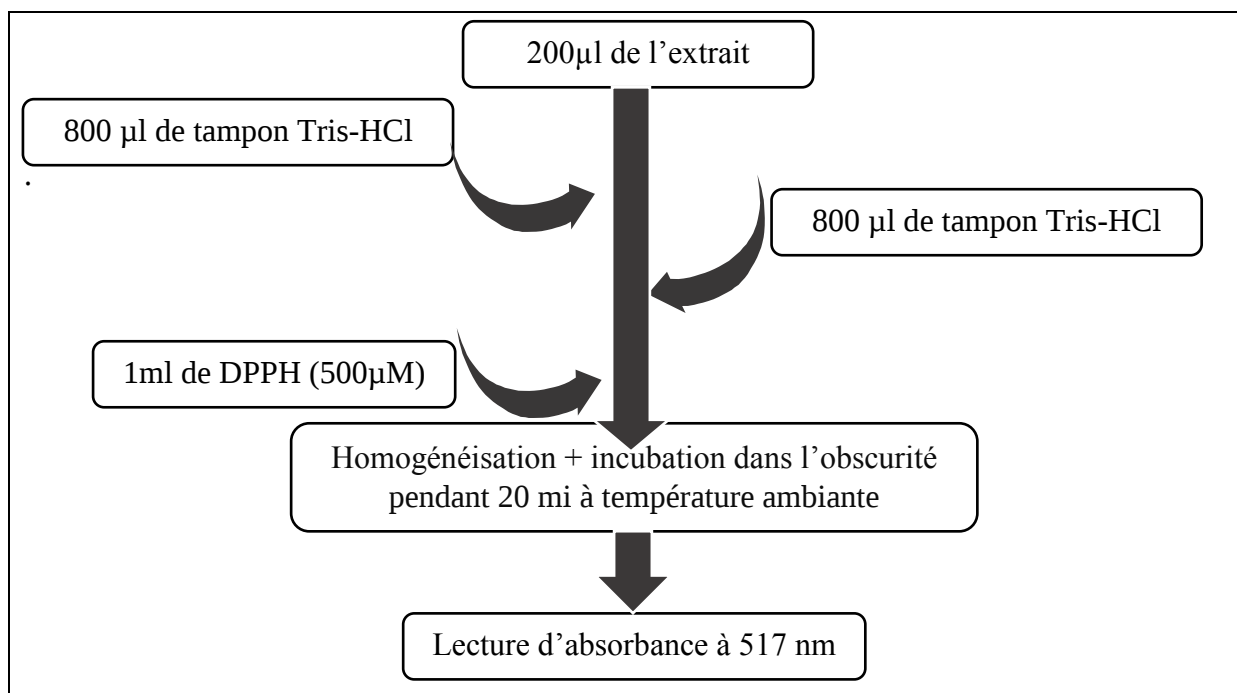


Figure 18. Récapitulation des étapes d'évaluation de l'activité antioxydante
Kumar Shaha et *al.*, 2013.

5.10. Analyses statistiques

Les résultats des tests effectués sont exprimés en moyenne $\pm$ écart-type. Les teneurs en polyphénols totaux, tanins, flavonoïdes, caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle sont calculées à partir de la courbe de régression linéaire ($y = ax + b$). Les résultats enregistrés par matière fraîche sont convertis et exprimés en mg/ 100 g de matière sèche.

Les courbes et les histogrammes sont tracés avec le logiciel Microsoft Excel 2007. L'analyse de la variance a été réalisée par le test de Tukey au seuil de signification $p \leq 0,5$ à l'aide de logiciel XLSTAT 2009. La corrélation entre la teneur en polyphénols et l'activité antioxydante des extraits est calculée par le test de Sperman à l'aide de logiciel STATISTICA 2006.

Résultats et Discussion

1. Traitement d'enquête

Nous rappelons que l'enquête a été réalisée auprès des personnes pratiquant la fabrication de la conserve *Harissa* traditionnelle. Cette enquête a été effectuée au niveau de la Wilaya de Constantine durant les mois de mai et juin 2015.

1.1. Renseignements sur les sujets enquêtés

Les principaux résultats révélés à partir des 69 questionnaires récupérés montrent que :

- Les sujets enquêtés sont majoritairement des femmes (94,2%) et 5,8% sont des hommes. ceci s'explique par le fait que la fabrication de la conserve *Harissa* traditionnelle est exercée généralement par les femmes.
- La majorité des personnes enquêtées est âgée entre 31 et 50 ans, la répartition des sujets selon leur âge est indiquée dans la figure 19.

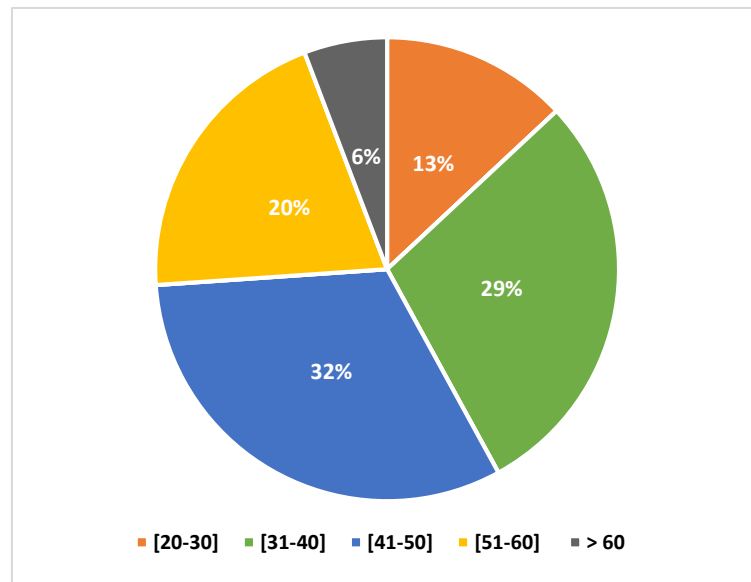


Figure 19. Répartition des sujets selon leur âge.

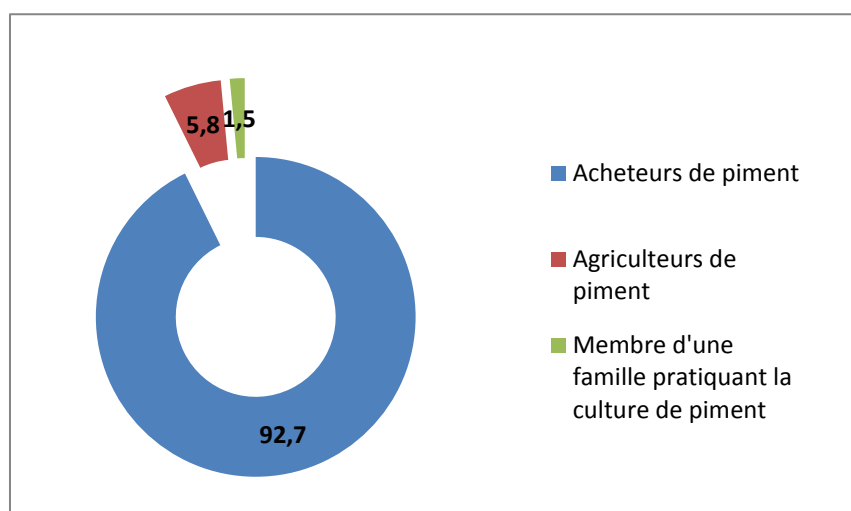
- 90% des sujets vivent dans des régions urbaines, le reste vit dans des régions rurales (10%).
- 4% des enquêtés n'ont jamais eu de formation scolaire, le reste, soit 96% sont instruits (tableau 7).

Tableau 07. Niveaux d’instruction des sujets interrogés

Niveau d’instruction	Pourcentage (%)
Illettré	4
Ecole coranique	0
Primaire	5
Moyenne	15
Secondaire	14
Supérieur	31

1.2. Renseignements sur les piments piquants consommés

A travers les données collectées de l’enquête, le piment est présent toute l’année sur le marché constantinois avec une consommation importante par la population. La majorité de personnes enquêtées achètent les piments. 6% sont des agriculteurs de piments et 1% sont des membres appartenant à des familles agricultrices, pratiquant la culture de piments (figure 20).

**Figure 20.** Répartition des sujets selon leur activité vis-à-vis du piment.

Tous les agriculteurs interrogés pratiquent la culture de piments en plein champs, dont les fruits sont cueillis durant l’été. 60% d’agriculteurs interrogés ne cultivent qu’une seule variété de piments piquants soit *Tounsi* soit *Torchi*. Pour les 40% d’agriculteurs interrogés, en plus des variétés citées, cultivent une autre variété appelée *Corne de chèvre* ou *Corne de gazelle*.

Pour les 60% des agriculteurs enquêtés, la cueillette de piments est effectuée avant pleine maturité. Dans ce cas, la collecte est destinée à la vente sur marché et à la transformation en produits *Torchi* pour la variété *Torchi*. Les piments cueillis après pleine maturité, généralement de couleur rouge, sont destinés soit à la transformation en conserve *Harissa*

(pour 80% des agriculteurs enquêtés), soit à la production de semences pour les agriculteurs, et à la production de la poudre de piments rouges pour utilisation ménagère (20% d'agriculteurs enquêtés).

Concernant les sujets achetant les piments, les résultats de l'enquête montrent que la majorité de personnes interrogées les achètent abondamment pendant toute l'année (87,5%), de temps en temps (10,9%) et rarement (1,6%). Les piments achetés sont produits localement (93,7%) et importés (6,3%).

En effet, pour les piments comme pour autres légumes, l'importation aura lieu en dehors de la saison de production, généralement en hiver. Durant la saison de production, la grande disponibilité de piments sur le marché explique le prix abordable des variétés locales.

D'après les résultats de l'enquête réalisée, l'achat de piments s'effectue en se basant sur plusieurs critères dont les plus importants sont la taille et la couleur. La figure 21 récapitule les critères d'achat des piments.

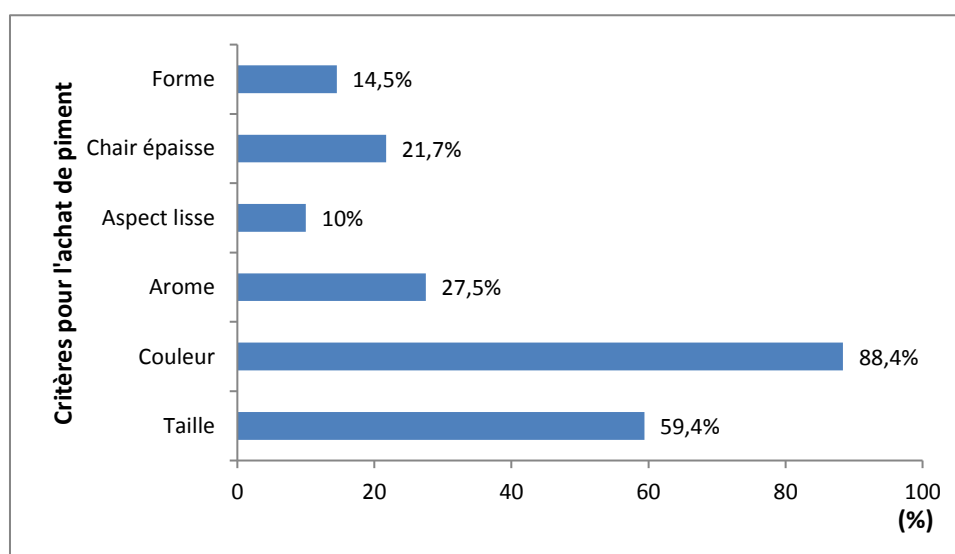


Figure 21. Principaux critères pour l'achat des piments

Les principales variétés achetées sont : la variété *Corne de chèvre* (96,8%), la variété *Beraabide* (32,8%), la variété *Torchi* (42,1%) et la variété *piment de Biskra* (7,8%). En effet l'achat d'une variété ou d'une autre de piments dépend de la disponibilité, du prix et du but de l'utilisation (figure 22).

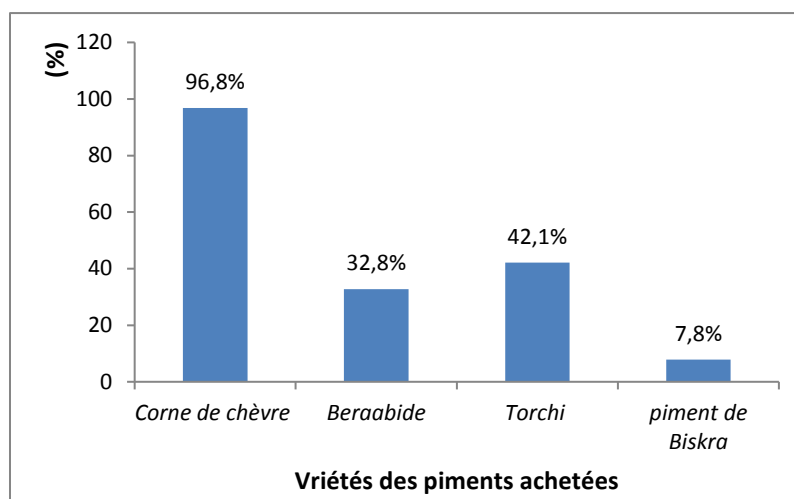


Figure 22. Variétés de piments achetées par les enquêtés

En se référant aux résultats de l'enquête réalisée, la majorité des personnes interrogées préfère consommer le piment sous formes grillé, frite et *Harissa*. Les différentes formes de consommation de piments sont illustrées dans la figure 23.

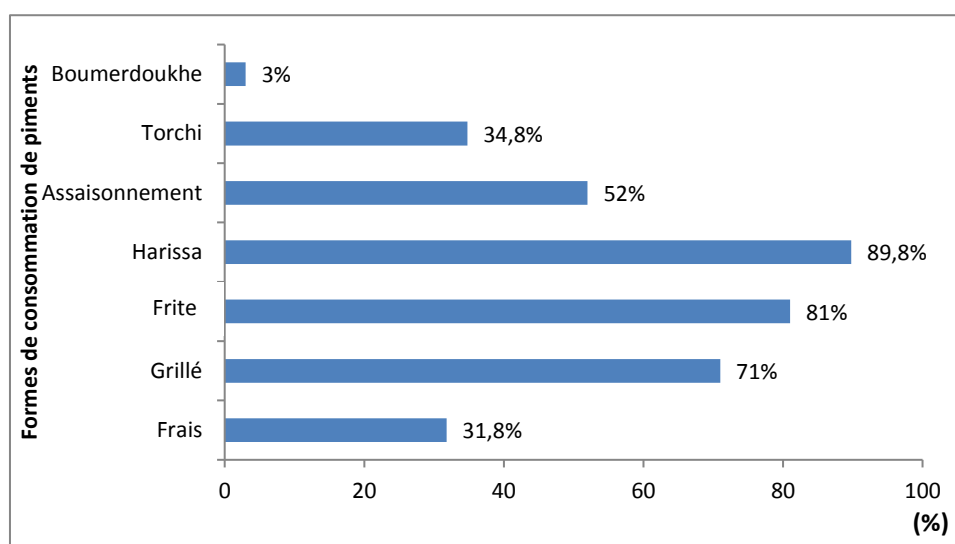


Figure 23. Différentes formes de consommation de piments

1.3.Renseignements sur la fabrication traditionnelle de la conserve *Harissa* dans la région de Constantine

La totalité des personnes interrogées prépare la conserve *Harissa* traditionnelle, dont 92,7% la fabrique lorsque le prix des piments est bas (fin d'été – mi-automne), 5,7% en cas d'une production importante et 1,6% même dans le cas d'une production normale (cas des agriculteurs). La majorité des enquêtés prépare la conserve *Harissa* pour améliorer le goût (86,9%). Les différentes raisons sont illustrées dans la figure 24.

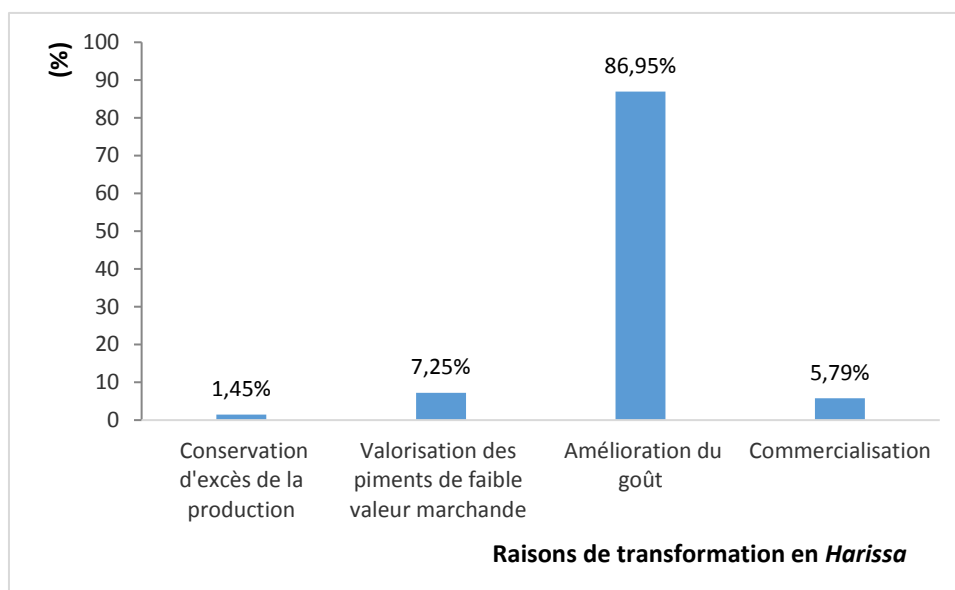


Figure 24. Raisons de transformation de piments en *Harissa*

L'analyse des résultats de l'enquête montre que 98,5% de personnes interrogées fabrique la conserve *Harissa* à partir d'une seule variété de piments piquants rouges mélangés avec les piments doux rouges, et 1,5% avec un mélange de deux variétés de piments piquants rouges avec les piments doux rouges. D'après 75% d'enquêtés, les différentes variétés de piments ne se prêtent pas toutes à la fabrication de la conserve *Harissa*. La variété *Corne de chèvre* occupe la première place (plus de 68% d'enquêtés l'utilise), suivie de la variété *Torchi* rouge (4%) et en fin la variété *piment de Biskra* (1,5%).

A l'issu des résultats regroupés, les piments utilisés pour la fabrication de la conserve *Harissa* doivent subir des prétraitements, qui sont : le triage, le lavage et rarement le calibrage.

Le séchage partiel des piments est pratiqué par 18,8% des enquêtés, dont 61,5% l'effectue au soleil et 38,5% à l'ombre. Pour cette opération, différents supports sont utilisés (figure 25).

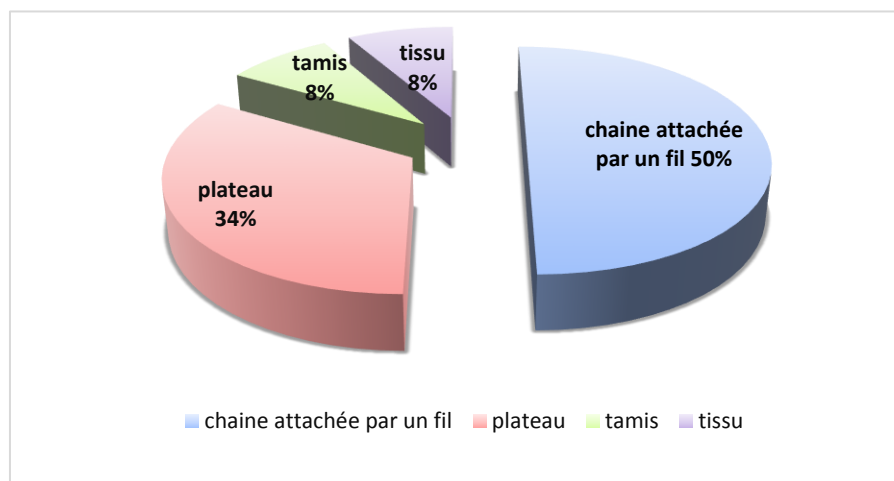


Figure 25. Supports utilisés pour le séchage partiel de piments

Presque la totalité de personnes interrogées (95,6%) procède au blanchiment (sous vapeur) des piments durant la fabrication de la conserve *Harissa*. Selon 75,4% des sujets interrogés, l'opération de blanchiment dure de 15 à 30 minutes, dépendant ainsi de la quantité de piments à blanchir. Le ramollissement des piments est le principal critère pour arrêter le blanchiment, dont il est vérifié par le toucher, à l'aide d'un couteau ou d'une fourchette (figure 26). Par opposition, 4,4% des sujets interrogés ne procède pas au traitement thermique, ils utilisent directement le mixeur électrique pour le broyage des piments frais.

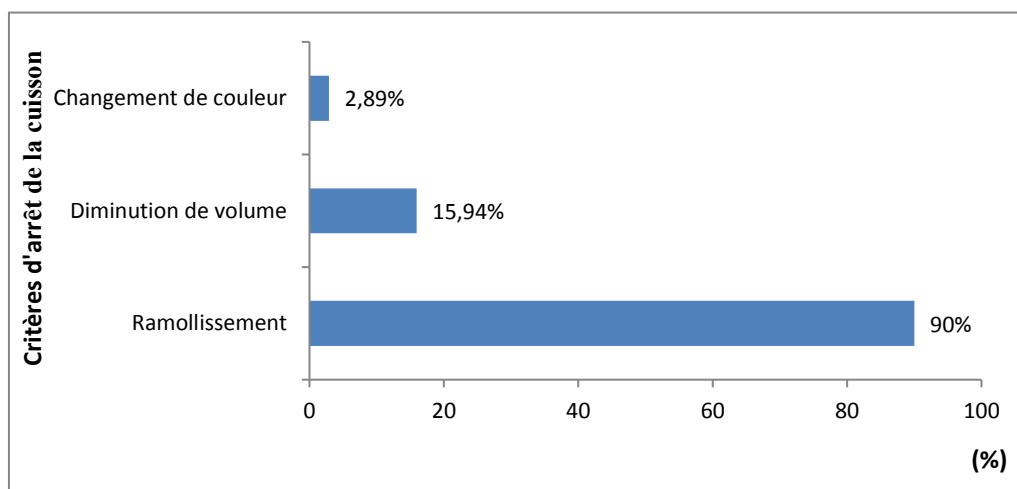


Figure 26. Critères pour arrêter la cuisson de piments

La consistance homogène de la conserve *Harissa* est obtenue par le broyage et le tamisage de piments. En effet, la majorité des sujets utilise la moulinette (62,3%), suivie par 27,5% des sujets qui utilise le mixeur électrique et le reste (10,2%) utilise d'autres types de broyeurs (Broyeur manuel, etc.).

Différents ingrédients sont ajoutés à la pulpe de piments pour améliorer le goût de la conserve. D'après l'analyse des résultats d'enquête, le sel, l'ail, la coriandre et le carvi sont les ingrédients les plus utilisés dans la conserve *Harissa*. L'huile d'olive est utilisée comme ingrédient par 36,2% des enquêtés. Selon 42,03% des sujets, l'huile est ajoutée seulement à la surface de la conserve. La figure 27 illustre les différents ingrédients utilisés par les enquêtés.

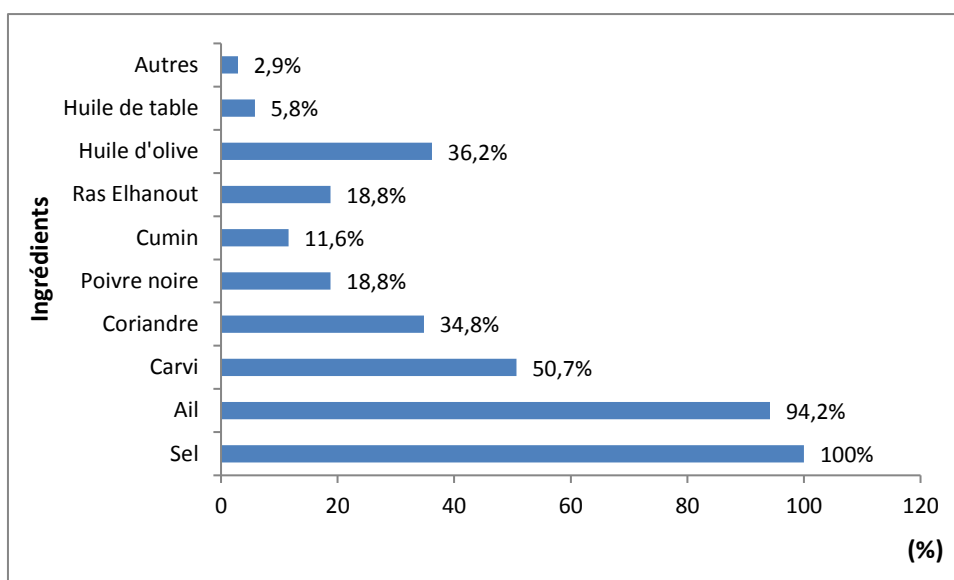


Figure 27. Différents ingrédients ajoutés à la pulpe de piments

Concernant le stockage de la conserve *Harissa*, la majorité des enquêtés la conserve au réfrigérateur (à 4°C) pour une courte durée allant de 15 jours à 2 mois. En revanche sa conservation par congélation peut aller jusqu'à une année. Les principaux critères exigés pour un produit *Harissa* de bonne qualité sont : d'être bien épicée (pour 70,58% des enquêtés), d'avoir une couleur rouge vive prononcée (63,67%), d'avoir un degré de piquant moyen (55,07%), d'avoir une consistance compacte (43,47%) et un arôme de piment prononcé (38,78). La figure 28 illustre les différents critères cités par les enquêtés.

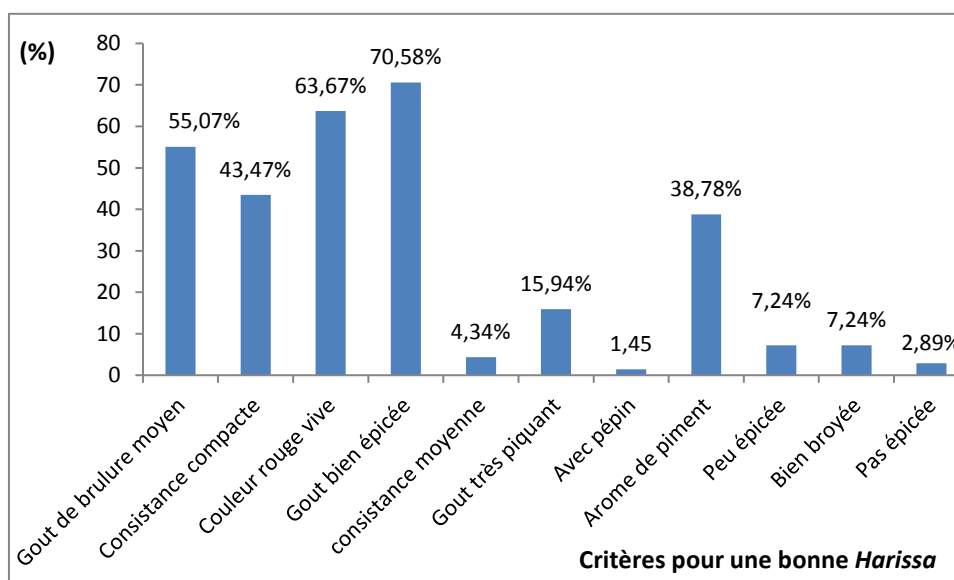


Figure 28. Différents critères exigés pour une conserve *Harissa* de bonne qualité

La totalité des sujets consomme la conserve *Harissa* industrielle et pense qu'il y'a une différence entre la conserve *Harissa* industrielle et traditionnelle, principalement au niveau du goût et de la couleur (Figure 29). D'après 91,3% de sujets, la conserve *Harissa*

traditionnelle a le meilleur goût, bien épicé avec un arôme de piment typique, une couleur rouge vive attirante contrairement à la conserve *Harissa* industrielle qui a une couleur rouge sombre. Cela peut être expliqué par l'avantage de choix des épices préférés à ajouter lors de la fabrication de la conserve *Harissa* à la maison, le degré de fraîcheur d'où la couleur vive caractéristique avec moins de traitements. 84,1% de sujets préfère la consommation de la conserve *Harissa* traditionnelle, et 16.9% aiment les deux.

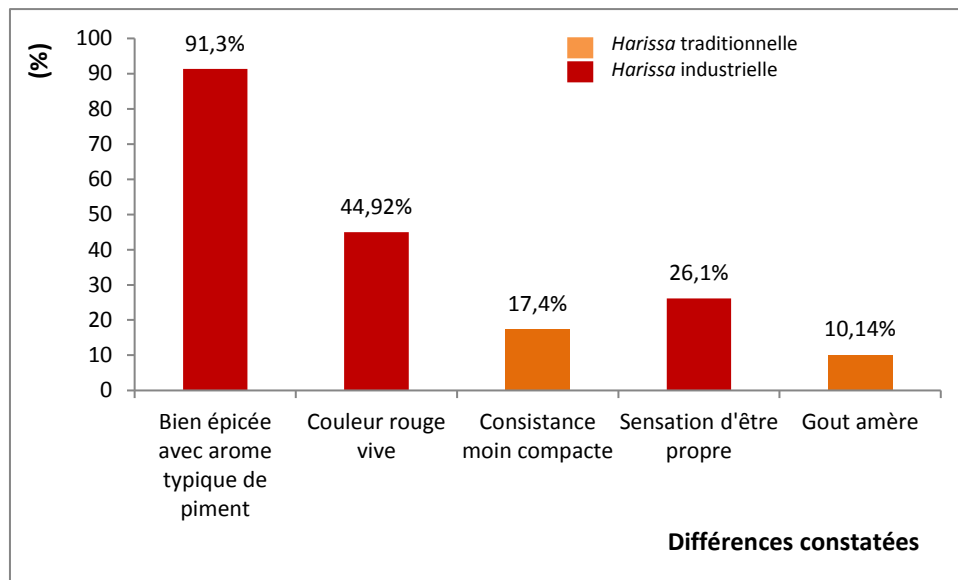


Figure 29. Différences entre conserve *Harissa* traditionnelle et industrielle

Parmi les sujets interrogés, 50,7% ont remarqué le développement des moisissures à la surface de la conserve *Harissa* traditionnelle. Ils ont expliqué cette apparition par l'exposition à l'air, la présence d'une forte humidité, et la contamination de la conserve dans le récipient de stockage au cours de l'utilisation.

Selon les résultats de l'enquête, il y'a 14 diagrammes de fabrication traditionnelle pratiqués par les sujets enquêtés. La différence aperçue entre ces diagrammes réside dans certaines étapes du procédé comme l'égouttage, la cuisson, le séchage et la mise en saumure. Les différents diagrammes cités sont récapitulés dans le tableau 8.

Tableau 08. Récapitulation des diagrammes de fabrication de la conserve *Harissa* traditionnelle

Procédés de fabrication de la <i>Harissa</i> traditionnelle	Pourcentage (%)
D1 : lavage → égouttage+ élimination des têtes et pépins → blanchiment → broyage → assaisonnement → conditionnement et conservation.	37,7%
D2 : lavage → élimination des têtes et pépins → blanchiment → broyage → assaisonnement → cuisson → refroidissement → conditionnement et conservation.	18,8%
D3 : lavage → élimination des têtes et pépin → blanchiment → égouttage broyage → assaisonnement → conditionnement et conservation.	10,1%
D4 : lavage → élimination des têtes et pépins → blanchiment → broyage → égouttage → assaisonnement → conditionnement et conservation.	8,9%
D5 : Séchage → lavage → élimination des têtes et pépins → blanchiment → broyage → assaisonnement → conditionnement et conservation.	1,4%
D6 : Séchage → lavage → élimination des têtes et pépins → broyage égouttage → assaisonnement → conditionnement et conservation.	2,9%
D7 : Séchage → lavage → élimination des têtes et pépins → blanchiment broyage → assaisonnement → cuisson → refroidissement → conditionnement et conservation.	2,9%
D8 : Séchage → lavage → élimination des têtes et pépins → blanchiment broyage → égouttage → assaisonnement → cuisson → refroidissement conditionnement et conservation.	1,4%
D9 : lavage → élimination des têtes et pépins → blanchiment → égouttage broyage → assaisonnement → cuisson → refroidissement → conditionnement et conservation.	2,9%
D10 : lavage → égouttage → blanchiment → refroidissement+ élimination des têtes et pépins → broyage → assaisonnement → conditionnement et conservation.	1,4%
D11 : lavage → élimination des têtes et pépins → blanchiment → broyage égouttage → assaisonnement → cuisson → refroidissement → conditionnement et conservation.	1,4%
D12 : élimination de têtes et pépins → lavage → broyage → assaisonnement conditionnement et conservation.	1,4%
D13 : Triage → lavage → séchage → blanchiment → assaisonnement séjour à 4°C (2jours) → broyage → conditionnement et conservation.	1,4%
D14 : Lavage et triage → trempage de piments en saumure → blanchiment élimination de têtes et pépins → broyage → assaisonnement conditionnement et conservation.	7,3%

D : diagramme.

2. Procédés conserve *Harissa*

2.1. Taux d'humidité

2.1.1 Procédé conserve *Harissa* industrielle

L'aliment est considéré comme un système composite dans lequel l'eau joue un rôle capital. L'eau affecte directement la qualité des produits alimentaires préparés ainsi que leur conservation. Souvent à l'origine de problèmes observés lors de la conservation du fait qu'elle favorise l'action des enzymes et de micro-organismes indésirables, elle joue également un rôle essentiel dans la conduite des procédés de transformation. La détermination de l'humidité nous permet de rapporter les résultats des constituants biochimiques à la matière sèche. La figure 30 montre les variations de la teneur en eau au cours du procédé conserve *Harissa* industrielle, pour les trois lots étudiés. Les résultats sont exprimés en % par rapport à la matière fraîche. Les valeurs moyennes de l'humidité des piments frais analysés sont comprises entre $90,26\% \pm 0,80$ et $88,86\% \pm 0,36$. Ces valeurs concordent avec les résultats de Samira et al. (2013) (91,7% à 89,4%) et de Luitel et Kang (2013) (84.3% - 92.0%).

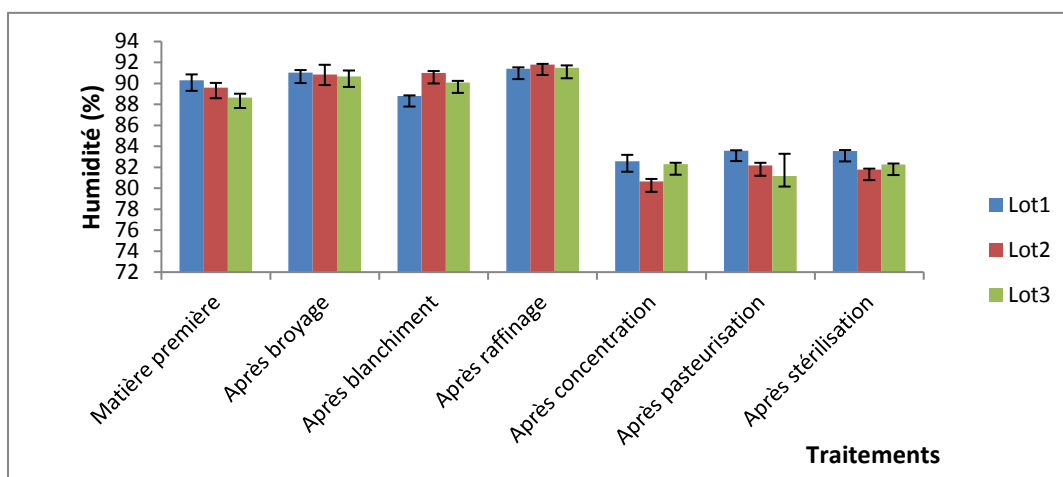


Figure 30. Variation de la teneur en eau (en %) au cours du procédé conserve *Harissa* industrielle pour les trois lots

2.1.1.1 Impact des opérations du procédé industriel sur la teneur en eau

Concernant l'effet opérations du procédé conserve *Harissa* industrielle, nous constatons l'absence de différence significative entre la pasteurisation et la stérilisation pour les lots : 1, 2 et 3 ; entre le blanchiment et le raffinage pour les lots : 2 et 3 ; et une augmentation significative à partir de l'étape blanchiment pour le lot 1 (tableau 9). Par ailleurs, une diminution remarquable dans la teneur en eau a été constatée à partir de l'étape de concentration (8,85%, 11,15% et 9,25% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement), cette diminution pourrait s'expliquer par l'évaporation de l'eau dans les conditions sous vide.

Tableau 09. Analyse des différences entre les traitements du procédé conserve *Harissa* industrielle pour la teneur en eau (en %)($p \leq 0,05$)

Etapes	Lot1	Lot2	Lot3
Matière première	90,29±0,80 ^b	89,59±0,46 ^b	88,66±0,36 ^a
Après broyage	91,04±0,24 ^{ab}	90,85±0,93 ^a	90,67±0,57 ^a
Après blanchiment	88,79±0,06 ^c	90,99±0,18 ^a	90,10±0,14 ^a
Après raffinage	91,42±0,12 ^a	91,81±0,06 ^a	91,49±0,23 ^a
Après concentration	82,57±0,61 ^e	80,66±0,23 ^d	82,24±0,14 ^b
Après pasteurisation	83,59±0,03 ^d	82,19±0,24 ^{cd}	81,16±2,13 ^b
Après stérilisation	83,56±0,08 ^d	81,77±0,09 ^c	82,26±0,09 ^b

Pour le même lot, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les traitements.

2.1.1.2 Effet lots sur la teneur en eau

Quant à l'effet lot, nous rappelons que l'origine géographique et la composition variétale des lots ne sont pas connues, la seule donnée qui nous a été renseignée est leur réception durant trois jours successifs (lot 1 réceptionné le premier jour, lot 2 le deuxième jour et lot 3 le troisième jour). D'une manière générale, nous remarquons qu'il n'y a pas de différence significative entre les piments des lots 1, 2 et 3 au seuil de signification $p \leq 0,05$ pour toutes les étapes ou traitement, à l'exception de l'opération de concentration où une faible variation de 1,91% à 0,33% a été enregistrée (tableau 10). L'explication possible de cette variation sera due à un effet cumul de différences entre les valeurs constatées au niveau des opérations précédentes (broyage, blanchiment et raffinage).

Tableau 10. Analyse des différences entre les lots pour le procédé conserve *Harissa* industrielle par rapport à la teneur en eau (en %) ($p \leq 0,05$)

Etapes	Lot1	Lot2	Lot3
Matière première	90,29±0,80 ^a	89,59±0,46 ^a	88,66±0,36 ^{ab}
Après broyage	91,04±0,24 ^a	90,85±0,93 ^a	90,67±0,57 ^a
Après blanchiment	88,79±0,06 ^{ab}	90,99±0,18 ^a	90,10±0,14 ^a
Après raffinage	91,42±0,12 ^a	91,81±0,06 ^a	91,49±0,23 ^a
Après concentration	82,57±0,61 ^{cd}	80,66±0,23 ^d	82,24±0,14 ^{bc}
Après pasteurisation	83,59±0,03 ^{cd}	82,19±0,24 ^{cd}	81,16±2,13 ^{cd}
Après stérilisation	83,56±0,08 ^{cd}	81,77±0,09 ^{cd}	82,26±0,09 ^{cd}

Pour le même traitement, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les trois lots.

2.1.2 Procédé conserve *Harissa* traditionnelle

Nous rappelons que pour le procédé traditionnel, le piment témoin utilisé est un mélange au hasard des trois lots (un seul mélange avec trois répétitions). La figure 31 illustre les variations de la teneur en eau au cours du procédé conserve *Harissa* traditionnelle. Les résultats sont exprimés en % par rapport à la matière fraîche.

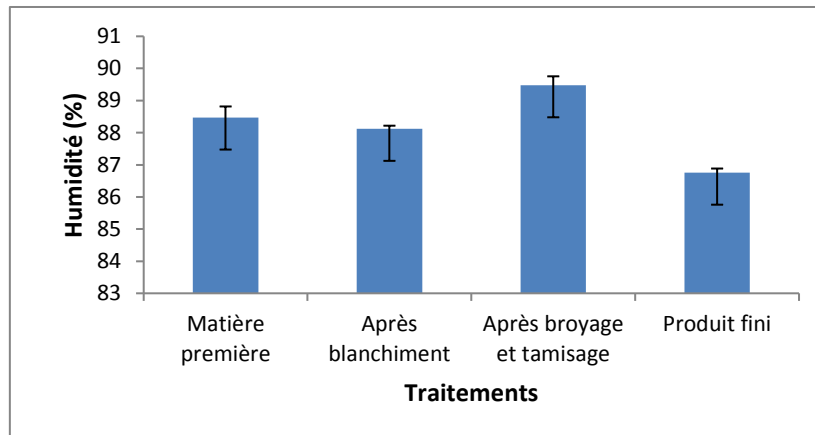


Figure 31. Variation de la teneur en eau au cours du procédé conserve *Harissa* traditionnelle

La valeur moyenne de l'humidité des piments frais analysés est de 88,47% $\pm$ 0,34. Cette valeur convient avec les résultats obtenus par Alvarez-Parrilla et *al.* (2011) (88,4% - 91,6%) et par Luitel et Kang (2013) (84.3% - 92.0%), et ne présente aucune différence significative avec les résultats constatés pour les trois lots de conserve *Harissa* industrielle (Annexe 4).

De la même manière, une différence significative a été révélée entre les étapes du procédé conserve *Harissa* traditionnelle (tableau 11), en particulier après le broyage et le tamisage où une faible augmentation dans la teneur en eau de l'ordre de 1,36% a été constatée. Cette augmentation peut être expliquée par la libération de l'eau liée grâce à la rupture de tissus. En plus, le produit issu de cette étape est plus riche en eau grâce à l'élimination des peaux et pépins.

Tableau 11. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* traditionnelle par rapport à la teneur en eau (ou Humidité en %) ($p \leq 0,05$)

Etapes	Lot T
Matière première	88,47 $\pm$ 0,34 ^b
Après blanchiment	88,12 $\pm$ 0,09 ^b
Après broyage et tamisage	89,48 $\pm$ 0,27 ^a
Produit fini	86,76 $\pm$ 0,13 ^c

La présence d'une lettre commune au niveau de L'exposant signifie absence de différence significative entre les différents traitements.

2.2. pH

2.2.1 Procédé conserve *Harissa* industrielle

Le pH est un autre paramètre déterminant l'aptitude à la conservation des aliments. Il constitue l'un des principaux obstacles que la flore microbienne doit franchir pour assurer sa prolifération (Sadler et Murphy, 2010). Les valeurs moyennes du pH enregistrées au cours du procédé conserve *Harissa* industrielle sont regroupées dans le tableau 12.

2.2.1.1 Impact des opérations du procédé conserve *Harissa* industrielle sur le pH

Concernant l'effet opérations du procédé, une diminution significative de la valeur du pH a été enregistrée après le broyage et la cuisson pour le lot1, après le raffinage et la pasteurisation pour le lot 2, et en fin après la cuisson pour le lot3.

Tableau 12. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* traditionnelle pour le pH ($p \leq 0,05$)

Etapes	Lot1	Lot2	Lot3
Matière première	4,98±0.09 ^a	4,89±0.09 ^a	4,79±0.03 ^b
Après broyage	4,18±0.01 ^c	4,85±0.04 ^a	4,81±0.02 ^b
Après blanchiment	4,91±0.03 ^a	4,86±0,00 ^a	4,84±0.03 ^b
Après raffinage	4,93±0.01 ^a	4,35±0.01 ^b	4,91±0.03 ^a
Après cuisson	4,31±0.04 ^b	4,87±0.02 ^a	4,33±0,00 ^c
Après pasteurisation	4,35±0.03 ^b	4,32±0.01 ^b	4,33±0,00 ^c
Après stérilisation	4,33±0.03 ^b	4,35±0,00 ^b	4,38±0.01 ^c

Pour le même lot, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les traitements.

2.1.1.3 Effet lots sur le pH

En effet, la faible différence de valeurs de pH entre les 3 lots (0,09-0,19) pourrait s'expliquer par la différence dans la composition et la teneur en acides des piments ayant un profil variétal et/ou géographique différent. En comparant les pH des échantillons testés à ceux d'autres études, nous constatons que nos résultats se situent dans l'intervalle de pH cité par Kumar Shaha et al. (2013) (4,31 à 5,75), mais ils sont inférieurs à ceux trouvés par Ozgur et al. (2011) (5,21- 5,43). Quant à l'effet lot, nous constatons l'absence de différence significative pour les valeurs du pH, après les opérations de pasteurisation et stérilisation entre les trois lots au seuil de signification $p \leq 0,05$ (tableau 13).

Concernant les étapes finales, la diminution des valeurs de pH pourrait s'expliquer par la libération ou la formation de nouveaux acides après traitement thermique. De même Bozkurt et Erkmén (2005) ont constaté une diminution de la valeur de pH de la purée de piment après

procédé sous vide et traditionnel et ont expliqué cette diminution par l'apparition de nouveaux acides.

Tableau 13. Analyse des différences entre les lots pour le procédé conserve *Harissa* industrielle par rapport au pH ($p \leq 0,05$)

Etapes	Lot1	Lot2	Lot3
Matière première	4,98±0.09 ^a	4,89±0.09 ^a	4,79±0.03 ^c
Après broyage	4,18±0.01 ^e	4,85±0.04 ^{bc}	4,81±0.02 ^{bc}
Après blanchiment	4,91±0.03 ^{ab}	4,86±0,00 ^{bc}	4,84±0.03 ^{bc}
Après raffinage	4,93±0.01 ^{ab}	4,35±0.01 ^d	4,91±0.03 ^{abc}
Après cuisson	4,31±0.04 ^d	4,87±0.02 ^{abc}	4,33±0,00 ^d
Après pasteurisation	4,35±0.03 ^d	4,32±0.01 ^d	4,33±0,00 ^d
Après stérilisation	4,33±0.03 ^d	4,35±0,00 ^d	4,38±0.01 ^d

Pour le même traitement, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les trois lots.

2.2.2. Procédé conserve *Harissa* traditionnelle

Les valeurs moyennes du pH enregistrées au cours du procédé conserve *Harissa* traditionnelle sont regroupées dans le tableau 14.

Tableau 14. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* traditionnelle pour le pH ($p \leq 0,05$)

Etapes	Lot T
Matière première	4,65±0.38 ^{ab}
Après blanchiment	4,79±0.01 ^a
Après broyage et tamisage	4,81±0.01 ^a
Produit fini	4,21±0.01 ^b

La présence d'une lettre commune au niveau de L'exposant signifie absence de différence significative entre les différentes opérations.

D'après les résultats illustrés dans le tableau 14, en comparant les pH des échantillons de la première étape et ceux du produit fini par rapport au procédé conserve *Harissa* traditionnelle, nous constatons qu'il n'y a pas de différence significative entre les échantillons après le même traitement du procédé, et que nos résultats se situent dans l'intervalle de pH cité par Kumar Shaha et al. (2013) (4,31 à 5,75), mais, ils sont inférieurs à ceux cités par Antoniali et al. (2007) (4,7 – 4,8).

2.3. Taux de Brix

2.3.1 Procédé conserve *Harissa* industrielle

Le degré Brix est l'un des critères de base utilisés par les industriels, il est bien connu que le degré Brix indique le pourcentage de matière sèche soluble dans l'eau d'un aliment. Il peut dépendre de nombreux facteurs dont la variété, la région de croissance, le niveau de maturité, etc. (Turkmen et Eksi, 2011), ce qui explique la différence significative constatée entre les piments frais des trois lots (tableau 16).

La comparaison de nos résultats avec ceux de Samira et *al.* (2013) et Antoniali et *al.* (2007) a révélé une légère augmentation des valeurs obtenues. Ces auteurs ont constaté des taux de Brix respectivement de l'ordre de 3,5 à 6,43 et de 5,8 à 7,9. Concernant la fabrication industrielle de la conserve *Harissa*, l'augmentation de la valeur de Brix est recherchée dans les piments frais puisque elle réduit le coût du procédé et augmente le revenu financier (R'him et *al.*, 2010).

Les valeurs moyennes des taux du Brix enregistrées au cours du procédé conserve *Harissa* industrielle sont présentées dans le tableau 15.

2.3.1.1 Impact des opérations du procédé conserve *Harissa* industrielle sur le Brix

En examinant l'effet traitement, une réduction du taux de Brix après broyage a été constatée pour les lots : 1 et 3. En effet, cette diminution peut être expliquée par l'augmentation de la teneur en eau constatée après la même opération à cause de la libération de l'eau emprisonnée. Par ailleurs et pour les trois lots, une augmentation considérable du taux de Brix après l'étape de concentration de la pulpe de piments a été observée. Celle-ci pourrait s'expliquer par l'évaporation sous vide de l'eau ainsi que l'ajout de certains ingrédients (coriandre, ail, etc.). Les taux de Brix constatés sont équivalents à $14,04 \pm 0,03$, $14,78 \pm 0,06$ et $14,56 \pm 0,03$ respectivement pour la conserve de *Harissa* des lots 1, 2 et 3. Ces valeurs sont conformes à la norme CODEX STAN 308R-2011 pour la conserve *Harissa* industrielle, dont l'extrait sec ne doit pas être inférieur à 14 pour cent des matières sèches solubles totales.

Tableau 15. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* industrielle pour le taux de Brix ($p \leq 0,05$)

Etapes	Lot1 1	Lot2	Lot3
Matière première	8,13±0,36 ^b	7,27±0,02 ^d	8,67±0,02 ^b
Après broyage	6,89±0,04 ^c	7,56±0,11 ^c	7,32±0,06 ^d
Après blanchiment	7,11±0,13 ^c	6,94±0,03 ^e	7,45±0,07 ^{cd}
Après raffinage	7,18±0,05 ^c	7,28±0,02 ^d	7,55±0,01 ^c
Après Concentration	14,18±0,04 ^a	15,61±0,01 ^a	14,46±0,01 ^a
Après pasteurisation	13,97±0,11 ^a	14,84±0,03 ^b	14,51±0,06 ^a
Après stérilisation	14,04±0,03 ^a	14,78±0,06 ^b	14,56±0,03 ^a

Pour le même lot, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les traitements.

2.3.1.2 Effet lots sur le Brix

Quant à l'effet lots, des différences significatives pour les valeurs du Brix ont été enregistrées après toutes les étapes pour les trois lots (tableau 16).

Tableau 16. Analyse des différences entre les lots pour le procédé conserve *Harissa* industrielle par rapport au taux de Brix ($p \leq 0,05$)

Etapes	Lot1 1	Lot2	Lot3
Matière première	8,13±0,36 ^g	7,27±0,02 ^j	8,67±0,02 ^f
Après broyage	6,89±0,04 ^l	7,56±0,11 ^h	7,32±0,06 ^{ij}
Après blanchiment	7,11±0,13 ^k	6,94±0,03 ^l	7,45±0,07 ^{hi}
Après raffinage	7,18±0,05 ^{jk}	7,28±0,02 ^j	7,55±0,01 ^h
Après Concentration	14,18±0,04 ^e	15,61±0,01 ^b	14,46±0,01 ^c
Après pasteurisation	13,97±0,11 ^a	14,84±0,03 ^b	14,51±0,06 ^a
Après stérilisation	14,04±0,03 ^{de}	14,78±0,06 ^b	14,56±0,03 ^c

Pour le même traitement, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les lots.

2.3.1. Procédé conserve *Harissa* traditionnelle

Les valeurs moyennes des taux du Brix enregistrées au cours du procédé conserve *Harissa* traditionnelle sont enregistrées dans le tableau 17.

Tableau 17. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* pour le taux de Brix ($p \leq 0,05$).

Etape	Lot T
Matière première	7,08±0,01 ^d
Après blanchiment	8,63±0,04 ^b
Après broyage et tamisage	8,11±0,01 ^c
Produit fini	10,27±0,03 ^a

La présence d'une lettre commune au niveau de L'exposant signifie absence de différence significative entre les différentes opérations.

La valeur moyenne de Brix pour les piments est de $7,08 \pm 0,01$. Elle est incluse dans l'intervalle cité par Antoniali et al. (2007) (5,7 à 7,9). D'après le tableau 17, nous constatons qu'il y a une différence significative après chaque étape du procédé. L'augmentation du taux de Brix après blanchiment peut être expliquée par des pertes remarquables d'eau à travers le tamis pendant le refroidissement du produit avant l'étape suivante, ainsi que des pertes en composés volatiles. En revanche, l'étape de broyage et tamisage a provoqué une diminution du taux Brix à cause de l'élimination des peaux, pépins et même un peu de la chair.

L'augmentation du taux de Brix dans le produit fini (conserve *Harissa* traditionnelle) pourrait s'expliquer aussi par l'ajout de certains ingrédients (ail 0- 4% ; carvi 0- 2% ; coriandre 0- 4%).

2.4. Taux de cendres

2.4.1. Procédé conserve *Harissa* industrielle

Les taux de cendres enregistrés au cours du procédé conserve *Harissa* industrielle sont représentés dans le tableau 18.

2.4.1.1 Impact des opérations du procédé conserve *Harissa* industrielle sur le taux de cendres

Pour les trois lots, nous constatons l'absence d'effet significatif entre le taux de cendres de la matière première et après les opérations de broyage, blanchiment et raffinage. L'effet significatif apparaît après l'étape concentration où une augmentation remarquable a été enregistrée pour les trois lots (tableau 18). En effet, cette augmentation peut s'expliquer par l'ajout des ingrédients à cette étape (sel 0-5% ; ail 0- 4% ; carvi 0- 2% ; coriandre 0- 4%).

Tableau 18. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* industrielle pour le taux de cendres (en %) ($p \leq 0,05$)

Etapes	Lot1 1	Lot2	Lot3
Matière première	0,43±0 ^b	0,42±0,22 ^c	0,43±0,3 ^b
Après broyage	0,40±0,05 ^b	0,34±0,18 ^c	0,38±0,11 ^b
Après blanchiment	0,46±0,01 ^b	0,37±0,07 ^c	0,33±0,12 ^b
Après raffinage	0,47±0,03 ^b	0,41±0,02 ^c	0,34±0,12 ^b
Après Concentration	2,81±0,23 ^a	3,27±0,55 ^a	2,25±0,04 ^a
Après pasteurisation	2,36±1,53 ^a	2,05±0,41 ^b	2,47±0,11 ^a
Après stérilisation	2,59±0,15 ^a	2,82±0,25 ^{ab}	2,34±0,3 ^a

Pour le même lot, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les traitements.

2.4.1.1.Effet lots sur la teneur en cendres

A la lecture du tableau 19, nous constatons qu'il n'y a pas de différence significative pour le taux de cendre entre les trois lots après toutes les opérations du procédé.

Tableau 19. Analyse des différences entre les lots du procédé conserve *Harissa* industrielle pour le taux de cendres (en %) ($p \leq 0,05$)

Etapes	Lot1 1	Lot2	Lot3
Matière première	0,43±0 ^b	0,42±0,22 ^b	0,43±0,3 ^b
Après broyage	0,40±0,05 ^b	0,34±0,18 ^b	0,38±0,11 ^b
Après blanchiment	0,46±0,01 ^b	0,37±0,07 ^b	0,33±0,12 ^b
Après raffinage	0,47±0,03 ^b	0,41±0,02 ^b	0,34±0,12 ^b
Après Concentration	2,81±0,23 ^a	3,27±0,55 ^a	2,25±0,04 ^a
Après pasteurisation	2,36±1,53 ^a	2,05±0,41 ^a	2,47±0,11 ^a
Après stérilisation	2,59±0,15 ^a	2,82±0,25 ^a	2,34±0,3 ^a

Pour la même étape, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les lots.

2.4.2. Procédé Conserve *Harissa* traditionnelle

Les taux moyens de cendres enregistrés au cours du procédé conserve *Harissa* traditionnelle et les résultats de l'analyse de la variance sont représentés dans le tableau 20.

Tableau 20. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* traditionnelle pour le taux de cendres ($p \leq 0,05$)

Etape	Lot T
Matière première	0,32±0,12 ^b
Après blanchiment	0,34±0,09 ^b
Après broyage et tamisage	0,21±0,09 ^b
Produit fini	1,64±0,05 ^a

La présence d'une lettre commune au niveau de L'exposant signifie absence de différence significative entre les différentes opérations.

A l'issue du tableau 20, nous constatons qu'il n'y a pas de différence significative après les opérations de blanchiment, broyage et tamisage par rapport à la matière première. Par contre nous remarquons une augmentation remarquable du taux de cendres du produit fini. Cette augmentation peut être due à l'addition des ingrédients précédemment cités.

2.5. Couleur

La couleur est parmi les principaux paramètres qui déterminent la qualité sensorielle des piments (Ochoa-Alejo et Ramirez-Malagon, 2001). D'après le TSI (*Turkish Standard Institute*) citée par Bozkurt et Erkmen (2004), la purée de piments doit avoir une couleur rouge brillante. L'intensité de la couleur rouge de piments (*Capsicum annum*) est attribuée à la composition en caroténoïdes, pigments synthétisés durant la maturation de piments (Guil-Guerrero et al., 2006), dont la capsanthine et la capsorubine sont les principaux pigments rouges responsables de la couleur de piments rouges (R'him et al., 2010).

2.5.1 Procédé industriel

Les indices de la couleur (L, a, b) enregistrés au cours du procédé conserve *Harissa* industrielle et les résultats de l'analyse de la variance sont représentés dans le tableau 21 et 22.

2.5.1.1 Effet lots sur les paramètres de la couleur

Les valeurs moyennes des paramètres de couleur L, a et b de piments frais sont respectivement de l'ordre de 25,93, 40,80 et 17,46 pour le lot 1 ; 25,05, 37,11 et 17,09 pour le lot 2 ; 24,63, 39,99 et 17,48 pour le lot 3. D'après le tableau 21, il n'y a pas de différence significative dans la valeur de b pour les trois lots, par contre pour les paramètres L et a, les lots 1 et 2 diffèrent significativement avec le lot3. Ceci pourrait s'expliquer par la différence dans le degré de maturation des piments utilisés pour les trois lots, par conséquence sur la variation de la teneur et la composition en caroténoïdes responsable de la couleur.

Les valeurs de L sont inférieures à la plage signalée par Luitel et Kang (2013) (35,47-62,41) et les résultats signalés par Chen et al. (2014) (50,1-69,7), ces auteurs ont analysé plusieurs variétés de piments bien mures. Pour la valeur de a, nos résultats sont proches de ceux de Luitel et Kang (2013) (1,21 à 36), mais ils sont inférieurs à ceux observés par Chen et al. (2014) (49,4- 68,6). De même pour la valeur de b, nos résultats sont inférieurs à ceux constatés par Luitel et Kang (2013) et Chen et al. (2014), (23,42- 59,74) et (45,3 – 64,2) respectivement.

Tableau 21. Analyse des différences entre les lots du procédé conserve *Harissa* industrielle pour les indices de la couleur ($p \leq 0,05$).

Etapes	Indices de couleur	Lot1	Lot2	Lot3
Matière première	L	25,93±0,63 ^{ghij}	25,05±0,13 ^{jk}	24,63±0,05 ^k
	a	40,80±2,58 ^a	37,11±0,21 ^b	39,99±0,18 ^a
	b	17,46±2,26 ^{fgh}	17,09±0,08 ^{gh}	17,48±1,21 ^{fgh}
Après broyage	L	22,23±0,11 ^m	23,43±0,11 ^l	24,92±0,30 ^{jk}
	a	32,59±0,11 ^c	28,85±0,34 ^{efgh}	29,91±0,46 ^{def}
	b	15,10±0,07 ^j	15,68±0,07 ^{ij}	16,68±0,12 ^{hi}
Après blanchiment	L	26,83±0,15 ^{def}	27,23±0,03 ^{def}	28,77±0,18 ^a
	a	32,79±0,30 ^c	29,54±0,06 ^{efg}	30,06±0,24 ^{de}
	b	18,11±0,08 ^{defg}	18,42±0,03 ^{bcdef}	19,50±0,12 ^a
Après raffinage	L	27,65±0,13 ^{bcde}	28,31±0,18 ^{abc}	28,51±0,36 ^{ab}
	a	32,05±0,73 ^{cd}	30,02±0,34 ^{de}	28,80±1,15 ^{efgh}
	b	18,81±0,08 ^{abcd}	19,17±0,09 ^{abc}	19,21±0,17 ^{ab}
Après concentration	L	27,82±0,13 ^{abcd}	26,18±0,11 ^{ghi}	26,63±0,42 ^{efgh}
	a	29,04±0,23 ^{efgh}	26,94±0,27 ^{hig}	25,21±0,96 ^{jk}
	b	18,75±0,13 ^{abcde}	17,51±0,39 ^{bcdef}	17,72±0,37 ^{efgh}
Après pasteurisation	L	27,28±0,39 ^{cdef}	25,69±0,00 ^{hij}	26,70±0,48 ^{efgh}
	a	27,61±0,38 ^{ghi}	25,61±0,29 ^{ig}	23,16±0,34 ^k
	b	18,13±0,21 ^{cdefg}	17,04±0,02 ^h	17,25±0,21 ^{gh}
Après stérilisation	L	27,54±0,63 ^{bcdef}	25,38±0,76 ^{ijk}	26,57±0,11 ^{fgh}
	a	27,66±0,25 ^{fghi}	25,22±0,64 ^{jk}	23,10±0,46 ^k
	b	18,34±0,31 ^{bcdef}	16,97±0,53 ^h	17,04±0,06 ^h

Pour la même étape, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les lots.

2.5.1.2 Impact des traitements du procédé *Harissa* industrielle sur les paramètres de la couleur

D'après les résultats mentionnés dans le tableau 22, le broyage a provoqué une variation de la couleur par une diminution de l'indice de luminance L avec un effet significatif pour les lots 1 et 2, et par diminution du rapport a/b de 2,34 à 2,16 pour le lot 1, de 2,17 à 1,84 pour le lot 2 et de 2,37 à 1,80 pour le lot 3. La détérioration de la couleur peut être expliquée par une activation de la polyphénoloxydase responsable de l'oxydation de composés phénoliques naturels en quinones (incolores) qui se polymérisent ensuite en composés de type mélanine de couleur brune, ou à la présence d'oxygène qui peut provoquer l'oxydation des pigments (Ramaswamy et Chen, 2002).

Une augmentation des valeurs des paramètres de la couleur L, a et b a été constatée après le blanchiment pour les trois lots. Ce constat peut s'expliquer par la variation de la teneur en

pigments, ainsi que l'inactivation des enzymes responsables de l'oxydation (Huang et *al.*, 2013). En revanche, le raffinage n'a provoqué aucun effet significatif sur ces paramètres.

Concernant la concentration, elle a exercé un effet négatif sur les paramètres de la couleur, avec une diminution des valeurs de L de l'ordre de 7,5% et 12,5% pour les lots 2 et 3 respectivement. De même, une diminution des valeurs de a et de b et donc du rapport a/b. Cette diminution est de l'ordre de 1,76 à 1,54 pour le lot1, de 1,56 à 1,52 et de 1,49 à 1,42 pour le lot3. La détérioration de la couleur, après cette étape, peut s'expliquer par la variation de la composition et de la teneur en caroténoïdes, à cause de l'isomérisation ou de l'oxydation de ces pigments (Xu et *al.*, 2015). En plus, ces résultats peuvent être biaisés par l'ajout de certains ingrédients durant cette étape.

D'après l'analyse de variance, la pasteurisation et la stérilisation n'ont pas influencé les paramètres de couleur (L, a et b) pour les trois lots étudiés. Ce qui coïncide avec les résultats de Huang et *al.* (2013) pour le nectar de pêche, dont ils ont observé une diminution significative de la valeur de a et une augmentation significative de la valeur de L et b.

Globalement, le processus industriel de la fabrication de la conserve *Harissa* a exercé une détérioration de la couleur du produit fini par rapport à la matière première. Une diminution significative de valeurs de l'indice de rougeur (a) a été constatée pour les trois lots de l'ordre de 32%, 32% et 42% respectivement. Par contre, une légère augmentation des valeurs de L a été révélée pour les trois lots de l'ordre de 6%, 1% et 8% respectivement. Par contre, aucune différence significative n'a été enregistrée pour les valeurs de b.

Nos résultats conviennent avec ceux de Bozkurt et Erkmen (2005), dont la purée de la pulpe de piments produite par les techniques de sous vide, s'est caractérisée par une couleur rouge sombre avec formation de pigments bruns par rapport à la matière première.

Tableau 22. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* industrielle pour les indices de la couleur ($p \leq 0,05$).

Etapes	Indices de couleur	Lot1	Lot2	Lot3
Matière première	L	25,93±0,63 ^b	25,05±0,13 ^d	24,63±0,05 ^c
	a	40,80±2,58 ^a	37,11±0,21 ^a	39,99±0,18 ^a
	b	17,46±2,26 ^c	17,09±0,08 ^c	17,48±1,21 ^b
Après broyage	L	22,23±0,11 ^c	23,43±0,11 ^e	24,92±0,30 ^c
	a	32,59±0,11 ^b	28,85± 0,34 ^c	29,91±0,46 ^b
	b	15,10±0,07 ^d	15,68±0,07 ^d	16,68±0,12 ^b
Après blanchiment	L	26,83±0,15 ^{ab}	27,23±0,03 ^b	28,77±0,18 ^a
	a	32,79±0,30 ^b	29,54±0,06 ^{bc}	30,06±0,24 ^b
	b	18,11±0,08 ^b	18,42±0,03 ^b	19,50±0,12 ^a
Après raffinage	L	27,65±0,13 ^a	28,31±0,18 ^a	28,51±0,36 ^a
	a	32,05±0,73 ^b	30,02±0,34 ^b	28,80±1,15 ^b
	b	18,81±0,08 ^a	19,17±0,09 ^a	19,21±0,17 ^a
Après concentration	L	27,82±0,13 ^a	26,18±0,11 ^c	26,63±0,42 ^b
	a	29,04±0,23 ^c	26,94±0,27 ^d	25,21±0,96 ^c
	b	18,75±0,13 ^a	17,51±0,39 ^c	17,72±0,37 ^b
Après pasteurisation	L	27,28±0,39 ^a	25,69±0,05 ^{cd}	26,70±0,48 ^b
	a	27,61±0,38 ^c	25,61±0,29 ^e	23,16±0,34 ^d
	b	18,13±0,21 ^b	17,04±0,02 ^c	17,25±0,21 ^b
Après stérilisation	L	27,54±0,63 ^a	25,38±0,76 ^{cd}	26,57±0,11 ^b
	a	27,66±0,25 ^c	25,22±0,64 ^e	23,10±0,46 ^d
	b	18,34±0,31 ^{ab}	16,97±0,53 ^c	17,04±0,06 ^b

Pour le même lot, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les traitements.

2.5.2. Procédé traditionnel

Les paramètres de la couleur (L, a, b) enregistrés au cours du procédé conserve *Harissa* traditionnelle et les résultats de l'analyse de la variance sont représentés dans le tableau 23.

Tableau 23. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* traditionnelle pour les paramètres de la couleur ($p \leq 0,05$).

Etapes	Paramètres	
Matière première	L	24,89±0,02 ^d
	a	31,32±0,02 ^d
	b	16,23±0,02 ^d
Après blanchiment	L	29,12±0,01 ^b
	a	43,08±0,01 ^a
	b	19,71±0,01 ^b
Après broyage et tamisage	L	30,23±0,02 ^a
	a	37,10±0,02 ^b
	b	20,44±0,01 ^a
Produit fini	L	27,66±0,03 ^c
	a	33,84±0,03 ^c
	b	18,59±0,01 ^c

La présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence

Les valeurs moyennes des paramètres de couleur L, a et b des piments utilisés pour la conserve *Harissa* traditionnelle sont équivalentes à 24,89, 31,32 et 16,23 respectivement. La valeur moyenne de a est dans la plage décrite par Luitel et Kang (2013) (1,21-36). Par contre, les valeurs de L et b sont inférieures à celles obtenues par Chen et *al.* (2014) (50,10-69,70 ; 45,30-64,20) et Luitel et Kang (2013) (35,47-62,41 ; 23,42-59,74).

D'après les résultats illustrés dans le tableau 23, le blanchiment a exercé un effet positif sur les paramètres de couleur (L, a et b), enregistrant une augmentation significative de l'ordre de 14%, 27% et 17% respectivement. Par opposition, Ndiaye et *al.*, (2009) ont signalé une diminution de la variation de couleur des tranches de mangue blanchis sous vapeur par rapport au fruit frais, et ils ont expliqué ce résultat par l'inactivation des enzymes d'oxydation.

Une faible augmentation de valeurs de L et de b a été remarquée après l'opération de broyage et tamisage. Elle est de l'ordre de 4% et 3,5% respectivement. Par contre une diminution significative de la valeur de a a été révélée (de l'ordre de 14%). Ces résultats peuvent s'expliquer par la variation de la composition et de la teneur en caroténoïdes, causée par l'élimination des peaux et un peu de pulpe de piments. La diminution des paramètres de couleur du produit fini peut s'expliquer par l'ajout des ingrédients, notamment la poudre de coriandre de couleur jaune foncée.

Globalement, le procédé traditionnel de fabrication de la conserve *Harissa* a provoqué une variation de la couleur par rapport à la matière première, il a provoqué une augmentation de l'ordre de 10%, 7% et 13% pour le L, le a et le b respectivement.

D'après l'analyse de variance (Annexe 4), aucune différence significative pour la valeur de L entre la conserve *Harissa* issue du procédé traditionnel et celle issue du procédé industriel, mais ce n'est pas le cas pour les valeurs de a et b. En effet, le procédé traditionnel a préservé mieux la couleur que le procédé industriel.

2.6. Caroténoïdes, β -carotène, lycopène et chlorophylle

2.6.1. Procédé conserve *Harissa* industrielle

Les teneurs en caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle enregistrées au cours de procédé conserve *Harissa* industrielle et les résultats de l'analyse de la variance sont représentés dans les tableaux 25 et 26.

2.6.1.1. Caroténoïdes totaux

Pour évaluer l'effet du procédé sur les caroténoïdes totaux, il était nécessaire de rapporter les résultats à la matière sèche. En effet, sur une base de matière fraîche, la teneur en caroténoïdes peut être masquée par la variation de la teneur en eau du produit.

Les caroténoïdes représentent une classe de pigments responsables de diverses couleurs qui se trouvent dans les fruits et légumes. Ils se trouvent en abondance dans les piments (Mey Chuah et al., 2008).

Le tableau 24 résume les teneurs en caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle exprimées en matière sèche (MS) et en matière fraîche (MF) enregistrées pour les piments du procédé conserve *Harissa* industrielle.

Tableau 24. Analyse des différences entre les trois lots pour les teneurs en caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle exprimées en mg par rapport à la matière fraîche (MF) et sèche (MS) des piments ($p \leq 0,05$)

Pigments		Lot 1	Lot 2	Lot 3
Caroténoïdes	mg/ 100 g de MF	123,08 $\pm$ 0,50 ^{de}	61,15 $\pm$ 0,39 ^o	83,64 $\pm$ 0,40 ⁿ
	mg/ 100 g de MS	1268,27 $\pm$ 5,19 ^{de}	614,42 $\pm$ 48,71 ^o	737,49 $\pm$ 3,56 ⁿ
β-Carotène	mg/ 100 g de MF	18,57 $\pm$ 5,35 ^{efgh}	22,14 $\pm$ 0,39 ^{efg}	27,4 $\pm$ 3,46 ^{def}
	mg/ 100 g de MS	143,48 $\pm$ 55,12 ^{efgh}	212,61 $\pm$ 3,64 ^{efg}	241,58 $\pm$ 30,55 ^{def}
Lycopène	mg/ 100 g de MF	18,50 $\pm$ 3,7 ^b	16,03 $\pm$ 0,15 ^{cd}	21,67 $\pm$ 0,06 ^b
	mg/ 100 g de MF	190,62 $\pm$ 38,16 ^b	154,02 $\pm$ 1,47 ^{cd}	191,04 $\pm$ 0,51 ^b
Chlorophylle	mg/ 100 g de MF	0,73 $\pm$ 0,25 ^j	1,4 $\pm$ 0 ⁱ	1,1 $\pm$ 0 ^{ij}
	mg/ 100 g de MS	7,56 $\pm$ 2,59 ^j	13,45 $\pm$ 0 ⁱ	9,69 $\pm$ 0 ^{ij}

La présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les lots.

D'après le tableau 24, Les teneurs en caroténoïdes totaux évalués dans le procédé de fabrication de la conserve *Harissa* industrielle sont 123,08 mg/100g MF, 61,15 mg/100g MF et 83,64 mg/100g MF pour les lots 1, 2 et 3 respectivement.

Les résultats obtenus pour les caroténoïdes totaux sont proches de ceux obtenus par Zhuang et *al.* (2012) sur 9 variétés de piments (85,32 mg/100g MF à 141,48 mg/100 g MF), mais ils sont supérieurs à ceux indiqués par Guil-Guerrero et *al.* (2006) pour des piments rouges (179,6 mg/100g de matière sèche).

Concernant l'effet opération pour chaque lot, nous constatons qu'il y a une différence entre la teneur en caroténoïdes de la matière première (piments frais) et celle enregistrée pour toutes les étapes (après broyage, blanchiment, raffinage, concentration, pasteurisation et stérilisation) pour les lots 2 et 3. En revanche, il y'a absence d'effet significatif entre l'étape broyage et raffinage pour le lot1.

Pour cette variable, un effet lot significatif a été constaté entre les trois lots, par comparaison entre la matière première et les différentes étapes du procédé.

Après broyage, la teneur en caroténoïdes totaux a augmenté significativement de 34,8%, 19% et 49,7% pour les lots : 1, 2 et 3 respectivement. Ce résultat peut s'expliquer par l'augmentation de la biodisponibilité des caroténoïdes (Canene-Adams et Erdman, 2009), dont la réduction du matériel végétal en petites particules a provoqué la libération de ces pigments.

Le blanchiment est considéré comme l'un des prétraitements technologiques les plus importants (Xin et *al.*, 2015). Par rapport à ce traitement, les résultats de la présente étude ont montré un effet variable de blanchiment sur les pigments étudiés. Une diminution significative de la teneur en caroténoïdes totaux est constatée pour les lots : 1 et 3 (44,6% et 34% respectivement), par contre une augmentation significative pour le lot2.

Malgré que les caroténoïdes totaux ont subi une dégradation thermique à cause de blanchiment (lot 1 et 2), ce traitement est bénéfique car il peut limiter la dégradation de caroténoïdes (Xin et *al.*, 2015) par l'inactivation des enzymes oxydatives, ce qui empêche les plus grandes pertes plus tard (Britton et Khachik, 2009). La plupart des études ont conclu que ces composés ne sont pas affectés par le blanchiment (Kidmose et *al.*, 2004) ou ils sont légèrement réduits (Mayer-Miebach et Spieß, 2003).

De plus, il est connu que le traitement thermique peut contribuer à une meilleure biodisponibilité des caroténoïdes, mais en même temps il peut diminuer leur teneur (Arnold et *al.*, 2014), quoique la stabilité des caroténoïdes dépend de conditions du traitement thermique ainsi que d'autres facteurs tels la différence génétique et le stade de maturation (Ornalas-Pas et *al.*, 2013).

Le raffinage est une opération qui consiste à retirer l'épiderme et les pépins présents dans la pulpe de piments après broyage. Ce traitement a exercé un effet significativement positif sur les pigments étudiés (tableau 24 et 25). Une augmentation de la teneur en caroténoïdes totaux a été enregistrée, elle est de l'ordre de 44%, 38,5% et 18% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement). Ce résultat peut s'expliquer par une diffusion des pigments présents dans la peau à cause de traitement précédents et une concentration dans la pulpe.

Quant à la concentration sous vide, ce traitement a provoqué une diminution significative dans la teneur en caroténoïdes, cette diminution est de l'ordre de 56% et 33% pour les lots 1 et 2 respectivement ; en revanche, une très faible augmentation pour le lot3 (6%).

Nos résultats concordent avec ceux de Georgé et *al.* (2011) qui ont trouvé une grande diminution dans la teneur en caroténoïdes dans la purée de tomate après l'étape de concentration. Selon Alvarez-Jubete et Tiwari (2013), la cuisson influe sur la teneur en caroténoïdes, avec des degrés variables de stabilité entre les différents composés. La diminution de la teneur en caroténoïdes peut être expliquée par l'oxydation et l'isomérisation de ces composés (Britton, 2009), dont tous les trans caroténoïdes sont partiellement convertis en leurs isomères. Les conséquences de l'isomérisation trans-cis sont des changements dans la biodisponibilité et l'activité physiologique des caroténoïdes (Sánchez et *al.*, 2014).

D'après les résultats indiqués dans le tableau 25, la pasteurisation a exercé un effet variable sur les pigments étudiés. Pour les caroténoïdes totaux, une augmentation a été constatée pour les lots 1 et 2 (6% et 16% respectivement), à l'inverse pour le lot3 où une diminution de l'ordre de 16% a été révélée.

De même, la stérilisation a entraîné une diminution de la teneur en caroténoïdes totaux pour les lots : 2 et 3 (6% et 23% respectivement), par contre une augmentation de l'ordre de 11% a été enregistrée pour le lot1.

D'après Brunton (2013), une variété de réponses pour les caroténoïdes à la stérilisation a été rapportée, mais il est probablement juste de dire que, dans caroténoïdes totaux sont

raisonnablement résistantes à la stérilisation et dans certains cas, des augmentations ont été rapportées, ceci peut être expliqué par l'augmentation de la biodisponibilité en ces composés.

La stabilité des caroténoïdes durant le traitement thermique dépend des conditions du traitement (température, temps) (Georgé et *al.*, 2011). Dans la même optique, Hsu (2008) ont révélé une diminution non significative de la teneur en caroténoïdes totaux de 1% après traitement thermique de la purée de tomate.

2.6.1.2. β -Carotène

Les teneurs en β -carotène évaluées sont dans l'intervalle de 18,57-27,4 mg/100g MF (tableau 24). Ces résultats sont supérieurs à ceux trouvés par Topuz et *al.* (2007) (6,95-12,03mg/100g MF) et Walls et *al.* (2001) (0,01-16,6 mg/100g) pour des variétés de piments rouges. Cette grande différence s'explique probablement par une différence variétale et géographique.

L'analyse de l'effet opération pour chaque lot a fait ressortir une différence entre la teneur en β -carotène de la matière première et celle enregistrée pour toutes les étapes (après broyage, blanchiment, raffinage, concentration, pasteurisation et stérilisation) pour les lots 2 et 3 et une absence d'effet significatif entre l'étape broyage et raffinage pour le lot1.

Par rapport à la teneur en β -carotène, un effet lots non significatif a été enregistré entre les trois lots pour la matière première, après les opérations de blanchiment, concentration, pasteurisation et stérilisation ; en revanche nous constatons un effet lot significatif pour les étapes broyage et raffinage entre les lots 2 et 3 qui peut être expliqué par un effet cumul des différences constatées.

Une augmentation de la teneur en β -carotène, après broyage a été constatée pour les lots 1 et 2, de 50,4% et 5% respectivement, par contre un effet négatif non significatif a été révélé pour le lot 3. Ce constat nous permet de conclure que cette opération a provoqué une augmentation de la biodisponibilité en β -carotène.

Le blanchiment a provoqué un effet variable. Une diminution significative de la teneur en β -carotène de l'ordre de 38% a été marquée pour le lot 1 et de 17,7% pour le lot2. En revanche, il y'a absence d'effet significatif pour le lot 3. Cette variation de réponses peut être due à la variation de l'effet de blanchiment sur les enzymes d'oxydation et à la sensibilité de la molécule étudiée à ce traitement.

Le raffinage a provoqué une augmentation de la teneur en β -carotène de l'ordre de 42%, 24% et 26 % pour les lots 1, 2 et 3 respectivement. C'est le même constat que pour les caroténoïdes totaux.

Concernant l'effet de la concentration sur le β -carotène, la diminution est de l'ordre de 55% pour le lot 1, 51% pour le lot 2 et 50% pour le lot 3.

La pasteurisation a entraîné une diminution significative de la teneur en β -carotène pour les trois lots (33%, 24%, 53%). Ces résultats s'opposent aux études de Huang et *al.* (2013) sur le nectar de pêche où ils ont montré une augmentation non significative de la teneur en β -carotène après pasteurisation (110 °C/8.6 s).

Les pertes en β -carotène après concentration et pasteurisation peuvent être expliquées par la sensibilité de cette molécule à ces deux traitements thermiques.

Dans la présente étude, la stérilisation semble augmenter la teneur en β -carotène pour les trois lots (2%, 10% et 16% respectivement). Cette augmentation n'est significative que pour le troisième lot 3.

D'après les études d'Ornalas-Pas et *al.* (2013), la teneur en β -carotène a diminué de 1 à 45% à cause des différents traitements thermiques appliqués sur plusieurs variétés de piments. De même, les études de Bernhardt et Schlich (2006) ont montré un effet négatif de la cuisson sur les piments rouges. Par contre, selon des études citées par Ornalas-Pas et *al.* (2013), la teneur en ce composé n'a pas été affectée par le traitement thermique.

Le β -carotène est dissous dans des gouttelettes d'huile dans les chloroplastes de piments rouges ce qui lui rend mieux extractible que les légumes verts. D'autre part, il semble que dans cette forme, le β -carotène est beaucoup plus vulnérable à l'oxydation qui est la principale raison de la destruction des caroténoïdes (Bernhardt et Schlich, 2006).

2.6.1.3 Lycopène

Les teneurs en lycopène évaluées dans la présente étude sont dans l'intervalle de 154,02-191,04 mg/100g MS, ces résultats sont très supérieurs à ceux trouvés par Leong et oey (2012) pour des variétés de piments rouge doux (25-60 mg/100g MS) et à ceux trouvés par Ozgur et *al.* (2011) pour des piments piquants rouges (1,34 mg/100g MS). Cet écart de différence peut être expliqué par l'effet cultivars et régions géographiques.

Concernant l'effet lots, nous constatons que les lots 1 et 3 diffèrent significativement avec le lot 2 pour la matière première, ce qui a influencé probablement sur les autres étapes du procédé.

Quant à l'effet opération pour chaque lot, nous remarquons qu'il y a une différence significative entre la teneur en lycopène de la matière première et celle enregistrée pour toutes les étapes (après broyage, blanchiment, raffinage, concentration) pour les lots 1, 2 et 3, à l'exception pour le lot 2 (entre la matière première et entre le raffinage et la concentration), De même, il y'a absence d'effet significatif après pasteurisation et stérilisation pour les trois lots et entre concentration et pasteurisation pour le lot 1 et 2.

Le broyage a provoqué une augmentation de l'ordre de 35,63% et 13% dans la teneur en lycopène pour les lots 1 et 2 respectivement, par contre une diminution significative a été révélée pour le lot 3 (de 13,6%).

L'opération de blanchiment a provoqué un effet négatif sur les trois lots, avec une diminution significative de l'ordre de 61%, 35% et 47% pour le lot 1, le lot 2 et le lot 3 respectivement. Ces pertes sont probablement causées par l'oxydation du composé bioactif en question. Par contre, le raffinage a provoqué une augmentation de la teneur en lycopène de l'ordre de 29%, 15% et 33 % pour les lots 1, 2 et 3 respectivement).

Concernant l'effet de la concentration sur le lycopène, la diminution est de l'ordre de 55% pour le lot 1, 36% pour le lot 2 et 49% pour le lot 3.

La pasteurisation a entraîné une augmentation non significative dans le cas de lycopène au niveau de lot1 (4%) et du lot2 (5%). Le lot3 a subi une diminution de 14%. Statistiquement, la stérilisation n'a exercé aucun effet significatif sur la teneur de ce composé.

De même, Hsu et *al* (2008) ont révélé une diminution non significative de la teneur en lycopène de 1% après traitement thermique de la purée de tomate. D'après les études de Greco et *al*. (2007), une diminution de la teneur en lycopène a été révélée après cuisson de l'ordre de 88%. Par contre une augmentation de la teneur en lycopène extractible a été constatée dans la conserve de tomate (Dewanto et *al.*, 2002 citée par Ozgur et *al.*, 2011).

2.6.1.4 Chlorophylle

Parmi les trois principales classes de pigments naturels, la chlorophylle est la plus largement distribuée et la plus importante (Gross, 1991). C'est le pigment responsable de la couleur des légumes verts (Sun, 2005).

Les valeurs de la chlorophylle évaluées dans la présente étude sont de 0,73 mg/100g MF, 1,4mg/100g MF et 1,1 mg/100g MF pour les lots 1, 2 et 3 respectivement (tableau 24). Les résultats obtenus sont inférieurs à ceux indiqués par Ozgur et *al.* (2011) pour les piments verts (5,51 mg/100g MF). Par contre, ils sont très supérieurs aux résultats obtenus par les mêmes auteurs pour les piments rouges bien matures (valeurs négligeables).

D'après des études réalisées sur 5 variétés de piments, une réduction remarquable de la teneur en chlorophylle a été observée durant la maturation des fruits jusqu'à la disparition complète de ce pigment dans les piments totalement mûrs. En revanche, d'autres auteurs ont noté la diminution de la teneur de ce composé durant la maturation des piments, mais il était présent dans les piments rouges, quoiqu'il ait été masqué par les autres pigments (Gross, 1991).

De la même manière pour la teneur en chlorophylle, un effet lots marquant a été révélé entre les trois lots par comparaison de la matière première et après les opérations de blanchiment, raffinage, concentration et pasteurisation. En revanche nous remarquons l'absence d'effet lots significatif pour la matière première entre les lots 1 et 3, 2 et 3 ; après raffinage entre les lots 2 et 3 ; et après broyage et stérilisation pour les 3 lots (tableau 26). En plus de l'effet variété et région, cette différence peut être expliquée par la variation du degré de maturation des piments.

Quant à l'effet opération pour chaque lot, nous remarquons qu'il y a une différence significative entre la teneur en chlorophylle de la matière première et celle enregistrée pour les traitements (après broyage, blanchiment, raffinage et concentration) pour les 3 lots, à l'exception du lot 3 (après broyage et blanchiment). Une absence d'effet significatif entre les opérations de concentration et pasteurisation pour les lots 1 et 2, et entre les opérations de pasteurisation et stérilisation pour les 3 lots (tableau 25).

L'opération de broyage a exercé un effet positif remarquable, dont une augmentation significative a été révélée de l'ordre de 85%, 73,8 et 80,6% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement. Ces résultats seraient dus à la libération et l'augmentation de la

biodisponibilité de la chlorophylle attachée à la membrane thylakoïdienne des chloroplastes à cause de l'effet mécanique.

Un effet variable a été constaté après le blanchiment, où une diminution significative de l'ordre de 34,4% a été enregistrée pour le lot 1. Par ailleurs, une diminution significative de l'ordre de 18,4% a été remarquée pour le lot 2 et absence d'effet significatif pour le lot 3. Cette variation de réponses peut être expliquée par la variation d'influence de ce traitement thermique sur les enzymes d'oxydation.

Malgré l'élimination des peaux, le raffinage a provoqué une augmentation de la teneur en chlorophylle de l'ordre de 48%, 26% et 44% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement. Cela peut être expliqué par la possibilité de la diffusion de ce pigment de la peau sous l'effet des traitements précédents ce qui est traduit par l'augmentation de sa biodisponibilité, en plus de l'élimination des pépins qui ne contiennent pas de la chlorophylle.

Concernant l'effet de la concentration sur la chlorophylle, la diminution est de l'ordre de 23,8% pour le lot 1, 31% pour le lot 2 et 44% pour le lot 3. Ce résultat peut être expliqué par la conversion des chlorophylles en phéophytines (Arnold et *al.*, 2014).

La pasteurisation a provoqué une augmentation significative de la teneur en chlorophylle au niveau du lot 3 de l'ordre de 12%. En revanche, un effet positif non significatif a été révélé pour les lots 1 et 2. Concernant la stérilisation, elle ne semble pas exercer, statistiquement d'effet significatif sur la teneur en chlorophylle.

La chlorophylle est un composé thermolabile, généralement certaines opérations comme la pasteurisation et la stérilisation des produits alimentaires solides peuvent provoquer leur dégradation (Sánchez et *al.*, 2014).

Nos résultats sont contradictoires avec ceux trouvés par Arnold et *al.* (2014), dont ils ont constaté une dégradation presque totale de la chlorophylle après 5 minutes de traitement thermique à 121 °C pour certains légumes. De même, Sánchez et *al.* (2014) ont observé une dégradation de la chlorophylle après traitements thermiques (20°C, 70°C et 117°C), dont cette dégradation était plus importante pour la température la plus élevée.

Tableau 25. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* industrielle pour la teneur en caroténoïdes (mg/100g de MS), β -carotène (mg/100g de MS), lycopène (mg/100g de MS) et chlorophylle (mg/100g de MS) ($p \leq 0,05$)

Etapes	Composés	Lot1	Lot2	Lot3
<u>Matière première</u>	Caroténoïdes	1268,27 $\pm$ 5,19 ^b	614,42 $\pm$ 48,71 ^g	737,49 $\pm$ 3,56 ^f
	β -carotène	143,48 $\pm$ 55,12 ^b	212,61 $\pm$ 3,64 ^{cd}	241,58 $\pm$ 30,55 ^b
	Lycopène	190,62 $\pm$ 38,16 ^b	154,02 $\pm$ 1,47 ^b	191,04 $\pm$ 0,51 ^a
	Chlorophylle	7,56 $\pm$ 2,59 ^d	13,45 $\pm$ 0 ^d	9,69 $\pm$ 0 ^e
<u>Après broyage</u>	Caroténoïdes	1973,57 $\pm$ 26,29 ^a	757,16 $\pm$ 0,61 ^f	1467,53 $\pm$ 7,53 ^a
	β -carotène	289,37 $\pm$ 5,27 ^a	223,95 $\pm$ 0 ^c	238,25 $\pm$ 17,09 ^b
	Lycopène	296,16 $\pm$ 2,81 ^a	177,34 $\pm$ 1,67 ^b	165,03 $\pm$ 4,67 ^b
	Chlorophylle	51,71 $\pm$ 0,64 ^b	51,34 $\pm$ 8,70 ^c	50,01 $\pm$ 0,54 ^d
<u>Après blanchiment</u>	Caroténoïdes	1093,95 $\pm$ 11,05 ^c	995,48 $\pm$ 4,35 ^e	880,54 $\pm$ 1,49 ^e
	β -carotène	178,97 $\pm$ 16,49 ^b	272,21 $\pm$ 7,28 ^b	244,45 $\pm$ 1,01 ^b
	Lycopène	115,74 $\pm$ 0,52 ^c	114,43 $\pm$ 0 ^d	87,54 $\pm$ 1,17 ^d
	Chlorophylle	33,92 $\pm$ 0,00 ^c	62,95 $\pm$ 0,64 ^b	49,83 $\pm$ 0,51 ^d
<u>Après raffinage</u>	Caroténoïdes	1967,69 $\pm$ 9,34 ^a	1618,66 $\pm$ 4,78 ^a	1072,61 $\pm$ 23,32 ^c
	β -carotène	307,25 $\pm$ 5,38 ^a	358,86 $\pm$ 20,09 ^a	329,64 $\pm$ 25,14 ^a
	Lycopène	162,31 $\pm$ 9,77 ^b	134,67 $\pm$ 2,54 ^e	130,92 $\pm$ 2,45 ^c
	Chlorophylle	64,85 $\pm$ 0,67 ^a	85,04 $\pm$ 0,70 ^a	88,58 $\pm$ 4,19 ^a
<u>Après Concentration</u>	Caroténoïdes	855,52 $\pm$ 5,81 ^f	1091,35 $\pm$ 4,34 ^d	1138,67 $\pm$ 2,88 ^b
	β -carotène	138,18 $\pm$ 0,00 ^{bc}	174,22 $\pm$ 18,14 ^{de}	166,22 $\pm$ 10,93 ^c
	Lycopène	75,77 $\pm$ 0,00 ^c	85,71 $\pm$ 1,32 ^e	75,29 $\pm$ 0,33 ^e
	Chlorophylle	49,36 $\pm$ 0 ^b	58,76 $\pm$ 3,12 ^b	49,95 $\pm$ 24,14 ^b
<u>Après pasteurisation</u>	Caroténoïdes	909,72 $\pm$ 6,15 ^e	1295,84 $\pm$ 4,72 ^b	952,32 $\pm$ 4,26 ^d
	β -carotène	92,50 $\pm$ 1,53 ^c	132,53 $\pm$ 23,16 ^f	77,86 $\pm$ 4,93 ^d
	Lycopène	79,24 $\pm$ 2,44 ^c	89,85 $\pm$ 7,78 ^e	64,76 $\pm$ 2,31 ^f
	Chlorophylle	50,79 $\pm$ 1,76 ^b	62,14 $\pm$ 1,81 ^b	56,62 $\pm$ 0,79 ^c
<u>Après stérilisation</u>	Caroténoïdes	1025,67 $\pm$ 6,81 ^d	1222,97 $\pm$ 19,38 ^c	730,56 $\pm$ 11,17 ^f
	β -carotène	94,58 $\pm$ 20,46 ^c	147,26 $\pm$ 11,03 ^{ef}	93,58 $\pm$ 2,03 ^d
	Lycopène	77,65 $\pm$ 0,93 ^c	88,91 $\pm$ 1,65 ^e	68,59 $\pm$ 2,66 ^{ef}
	Chlorophylle	50,08 $\pm$ 1,86 ^b	59,82 $\pm$ 1,45 ^b	60,88 $\pm$ 0,65 ^c

Pour le même lot, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les traitements.

D'après les résultats illustrés dans le tableau 25, le processus industriel de fabrication de la conserve *Harissa* a exercé des pertes significatives en β -carotène estimées à 34,5%, 31% et 61% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement, et en lycopène de l'ordre de 59%, 57,7% et 64% pour les lot1, 2 et 3 respectivement. Les caroténoïdes totaux ont montré des réponses variables sur l'ensemble des étapes de ce procédé, dont une diminution significative a été constatée pour le lot1 (19%), et une augmentation significative de l'ordre de 49,7% a été

révélée pour le lot2. Par contre, il n'y a pas d'effet significatif pour le lot3 (très faible diminution de 0,94%).

Concernant la chlorophylle, le procédé industriel de fabrication de la conserve *Harissa* a affecté positivement ce pigment, dont une augmentation de la teneur en chlorophylle a été estimée de 85%, 22,5% et 16% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement.

Tableau 26. Analyse des différences entre les lots de transformation en conserve *Harissa* industrielle pour la teneur en caroténoïdes (mg/100g de MS), β -carotène (mg/100g de MS), lycopène (mg/100g de MS) et chlorophylle (mg/100g de MS) ($p \leq 0,05$)

Etapes	Composés	Lot1	Lot2	Lot3
<u>Matière première</u>	Caroténoïdes	1268,27 $\pm$ 5,19 ^{de}	614,42 $\pm$ 48,71 ^o	737,49 $\pm$ 3,56 ⁿ
	β -carotène	143,48 $\pm$ 55,12 ^{efgh}	212,61 $\pm$ 3,64 ^{efg}	241,58 $\pm$ 30,55 ^{def}
	Lycopène	190,62 $\pm$ 38,16 ^b	154,02 $\pm$ 1,47 ^{cd}	191,04 $\pm$ 0,51 ^b
	Chlorophylle	7,56 $\pm$ 2,59 ⁱ	13,45 $\pm$ 0 ⁱ	9,69 $\pm$ 0 ^{ij}
<u>Après broyage</u>	Caroténoïdes	1973,57 $\pm$ 26,29 ^a	757,16 $\pm$ 0,61 ⁿ	1467,53 $\pm$ 7,53 ^c
	β -carotène	289,37 $\pm$ 5,27 ^{ab}	223,95 $\pm$ 0 ^{def}	238,25 $\pm$ 17,09 ^{def}
	Lycopène	296,16 $\pm$ 2,81 ^a	177,34 $\pm$ 1,67 ^{bc}	165,03 $\pm$ 4,67 ^{bc}
	Chlorophylle	51,71 $\pm$ 0,64 ^{fg}	51,34 $\pm$ 8,70 ^g	50,01 $\pm$ 0,54 ^g
<u>Après blanchiment</u>	Caroténoïdes	1093,95 $\pm$ 11,05 ^{fg}	995,48 $\pm$ 4,35 ^{ij}	880,54 $\pm$ 1,49 ^{lm}
	β -carotène	178,97 $\pm$ 16,49 ^{def}	272,21 $\pm$ 7,28 ^{cd}	244,45 $\pm$ 1,01 ^{de}
	Lycopène	115,74 $\pm$ 0,52 ^{ef}	114,43 $\pm$ 0 ^{efg}	87,54 $\pm$ 1,17 ^{gh}
	Chlorophylle	33,92 $\pm$ 0 ^h	62,95 $\pm$ 0,64 ^{bcd}	49,83 $\pm$ 0,51 ^g
<u>Après raffinage</u>	Caroténoïdes	1967,69 $\pm$ 9,34 ^a	1618,66 $\pm$ 4,78 ^b	1072,61 $\pm$ 23,32 ^{gh}
	β -carotène	307,25 $\pm$ 5,38 ^{bc}	358,86 $\pm$ 20,09 ^{de}	329,64 $\pm$ 25,14 ^{de}
	Lycopène	162,31 $\pm$ 9,77 ^b	134,67 $\pm$ 2,54 ^e	130,92 $\pm$ 2,45 ^c
	Chlorophylle	64,85 $\pm$ 0,67 ^{bc}	85,04 $\pm$ 0,70 ^a	88,58 $\pm$ 4,19 ^a
<u>Après Concentration</u>	Caroténoïdes	855,52 $\pm$ 5,81 ^{fm}	1091,35 $\pm$ 4,34 ^g	1138,67 $\pm$ 2,88 ^f
	β -carotène	138,18 $\pm$ 0 ^{ghi}	174,22 $\pm$ 18,14 ^{ghij}	166,22 $\pm$ 10,93 ^{hij}
	Lycopène	75,77 $\pm$ 0 ^h	85,71 $\pm$ 1,32 ^h	66,45 $\pm$ 1,15 ^h
	Chlorophylle	49,36 $\pm$ 0 ^g	58,76 $\pm$ 3,12 ^{de}	49,95 $\pm$ 24,14 ^b
<u>Après pasteurisation</u>	Caroténoïdes	909,72 $\pm$ 6,15 ^{kl}	1295,84 $\pm$ 4,72 ^d	952,32 $\pm$ 4,26 ^{jk}
	β -carotène	92,50 $\pm$ 1,53 ^{ijkl}	132,53 $\pm$ 23,16 ^{hijkl}	77,86 $\pm$ 4,93 ^l
	Lycopène	79,24 $\pm$ 2,44 ^h	89,85 $\pm$ 7,78 ^{fgh}	64,76 $\pm$ 2,31 ^h
	Chlorophylle	50,79 $\pm$ 1,76 ^g	62,14 $\pm$ 1,81 ^{bcd}	56,62 $\pm$ 0,79 ^{ef}
<u>Après stérilisation</u>	Caroténoïdes	1025,67 $\pm$ 6,81 ^{hi}	1222,97 $\pm$ 19,38 ^e	730,56 $\pm$ 11,17 ⁿ
	β -carotène	94,58 $\pm$ 20,46 ^{ijkl}	147,26 $\pm$ 11,03 ^{hijk}	93,58 $\pm$ 2,03 ^{kl}
	Lycopène	77,65 $\pm$ 0,93 ^h	88,91 $\pm$ 1,65 ^{fgh}	68,59 $\pm$ 2,66 ^h
	Chlorophylle	50,08 $\pm$ 1,86 ^g	59,82 $\pm$ 1,45 ^{cde}	60,88 $\pm$ 0,65 ^{cde}

Pour la même étape, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les traitements.

2.6.2 Procédé traditionnel

Le tableau 27 récapitule les teneurs en caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle exprimées en matière sèche (MS) et en matière fraîche (MF) enregistrées pour les piments du procédé conserve *Harissa* industrielle.

Les teneurs en caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle enregistrées au cours de procédé conserve *Harissa* traditionnelle et les résultats de l'analyse de la variance sont représentés dans le tableau 28.

Tableau 27. Teneurs en caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle exprimées en mg par rapport à la matière fraîche (MF) et sèche (MS) des piments ($p \leq 0,05$)

Pigments	Lot T	
Caroténoïdes	mg/ 100 g de MF	121,59 $\pm$ 0,34
	mg/ 100 g de MS	1054,99 $\pm$ 2,92
β-Carotène	mg/ 100 g de MF	15,37 $\pm$ 0,1
	mg/ 100 g de MS	133,33 $\pm$ 1,00
Lycopène	mg/ 100 g de MF	15,7 $\pm$ 2,17
	mg/ 100 g de MF	136,22 $\pm$ 0
Chlorophylle	mg/ 100 g de MF	2,2 $\pm$ 0
	mg/ 100 g de MS	19,09 $\pm$ 0

La teneur en caroténoïdes totaux des piments utilisés dans la fabrication de la conserve *Harissa* traditionnelle est de 121,59 mg/100gde MF. Ce résultat est dans la plage décrite par Zhuang et *al.* (2012) (85,32 mg/100g MF à 141.48 mg/100 g MF).

La teneur en β -carotène évaluée dans la présente étude est de 15,37 mg/100g MF (tableau 27). Ce résultat est dans l'intervalle indiqué par Walls et *al.* (2001) (0,01-16,6 mg/100g) pour des variétés de piments rouges.

La valeur du lycopène est de 136,22 mg/100g MS, cette valeur semble être très supérieure à celle trouvée par Leong et oey (2012) pour des variétés de piments rouges doux (25-60 mg/100g MS).

Quant à l'effet opérations (tableau 28), nous remarquons qu'il y a une différence significative entre les teneurs en caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle de la matière première et celles enregistrées pour toutes les opérations (après blanchiment, broyage et tamisage, produit fini).

D'après les résultats exposés dans le tableau 28, le blanchiment sous vapeur a exercé un effet positif sur les caroténoïdes totaux, β -carotène et lycopène, dont les teneurs en caroténoïdes, β -carotène et lycopène ont augmenté significativement (de 28%, 68% et 48% respectivement). Par contre, ce traitement a provoqué une diminution significative de la teneur en chlorophylle (34%). Ce constat est cohérent avec la conclusion de Britton (2009) qui postule que les traitements thermiques moyens, tel le blanchiment sous vapeur, peuvent augmenter la biodisponibilité des caroténoïdes dans les fruits et les légumes.

Le broyage et le tamisage par la moulinette manuelle ont provoqué une diminution dans la teneur en caroténoïdes totaux, β -carotène et lycopène (5%, 18% et 43% respectivement). En revanche, une augmentation de la teneur en chlorophylle a été révélée (42%). Ce résultat peut être expliqué par les pertes causées par le tamisage d'une partie de la pulpe et de la peau dans le cas des caroténoïdes.

Tableau 28. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* traditionnelle pour la teneur en caroténoïdes (mg/100g de MS), β -carotène (mg/100g de MS), lycopène (mg/100g de MS) et chlorophylle (mg/100g de MS) ($p \leq 0,05$).

Etapes	Caroténoïdes	β -carotène	Lycopène	Chlorophylle
Matière première	1054,99 $\pm$ 2,92 ^c	133,33 $\pm$ 1,00 ^d	136,22 $\pm$ 0 ^c	19,09 $\pm$ 0 ^b
Après blanchiment	1467,46 $\pm$ 18,41 ^a	423,78 $\pm$ 10,69 ^a	261,29 $\pm$ 0,48 ^a	12,63 $\pm$ 0 ^c
Après broyage et tamisage	1399,82 $\pm$ 1,06 ^b	345,99 $\pm$ 0 ^b	148,28 $\pm$ 0 ^b	21,86 $\pm$ 1,65 ^a
Produit fini	938,16 $\pm$ 5,93 ^d	245,19 $\pm$ 0,44 ^c	126,62 $\pm$ 0,87 ^d	18,88 $\pm$ 0 ^b

La présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative.

Le procédé traditionnel de fabrication de la *Harissa* semble avoir un effet négatif sur les pigments étudiés à l'exception de β -carotène, des pertes estimées de 11% pour les caroténoïdes totaux, de 7% pour le lycopène et 1,1% pour la chlorophylle, par contre une augmentation de 45,6% pour le β -carotène.

2.7. Polyphénols, flavonoïdes et tanins

2.7.1 Procédé conserve *Harissa* industrielle

2.7.1.1 Teneurs en polyphénols, flavonoïdes et tanins des piments frais

Le tableau 29 synthétise les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins, exprimées en matière sèche (MS) et en matière fraîche (MF), enregistrées pour les piments utilisés dans le procédé conserve *Harissa* industrielle.

Tableau 29. Analyse des différences entre les trois lots pour les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins exprimées en mg par rapport à la matière fraîche et sèche des piments ($p \leq 0,05$)

	Polyphénols (mg GAE)		Flavonoïdes (mg QE)		Tanins (mg TE)	
	/100g MS	/100g MF	/100g MS	/100g MF	/100g MS	/100g MF
1	2208,26±109,07 ^a	214,31±10,58 ^a	671,88±24,23 ^b	51,37±2,35 ^b	746,26±54,31 ^a	72,43±5,27 ^a
2	1937,95±399,50 ^a	201,74±69,29 ^a	627,27±28,66 ^b	65,29±2,98 ^b	305,46±22,41 ^b	31,79±2,33 ^b
3	1565,17±193,88 ^b	177,53±21,99 ^a	953,58±45,38 ^a	108,15±5,15 ^a	372,89±76,57 ^b	40,63±7,66 ^b

La présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative.

Les teneurs en polyphénols des piments, utilisés pour le procédé conserve *Harissa* industrielle, sont de 214,31 mg GAE/100g MF, 201,74 mg GAE/100g MF et 177,53 mg GAE/100g MF respectivement pour les lots 1, 2 et 3. Nos valeurs concordent avec les résultats signalés par Zhuang et al. (2012) qui ont donné des teneurs de 9 variétés de piments, variant de 109,049 à 499,240 mg GAE/100 g MF. De même, nos résultats conviennent avec ceux de Kumar Shaha et al. (2013) (101,2 et 413,5 mg GAE/100 g MF) pour 3 variétés de piments. Par ailleurs, les valeurs obtenues dans la présente étude, sont inférieures à celles indiquées par Tundis et al. (2011) (426,2 à 970,2 mg GAE/ 100 MF).

Les teneurs en flavonoïdes des piments estimées dans le présent travail sont dans l'intervalle 51,37-108,15 mg QE/100g MF. Ces valeurs sont plus élevées par rapport à celles constatés par Bae et al. (2014) (4,88 à 8,66 mg/100 g MF). Cette différence serait probablement due à plusieurs effets, notamment la variété, la saison de culture et le degré de maturation (Bae et al. 2014).

Pour les tanins, nous notons que nous n'avons pas pu comparer nos résultats à d'autres travaux par manque de références traitant ces composés dans les piments.

Les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins enregistrées au cours du procédé conserve *Harissa* industrielle et les résultats de l'analyse de la variance sont représentés dans les tableaux 30 et 31.

2.7.1.2. Impact des différents traitements du procédé industriel sur la teneur en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins

a. Effet broyage

Le broyage est une étape importante. Il a pour but de réduire la taille des piments pour faciliter leur transformation en pulpe.

Pour les polyphénols totaux, le broyage a exercé une diminution dans la teneur en ces composés pour les lots 1, 2 et 3 de l'ordre de 23%, 28% et 5% respectivement, mais statistiquement, cette diminution n'est pas significative pour le lot3.

Une augmentation significative dans la teneur en flavonoïdes a été constatée pour le lot2 (30%), par contre une diminution non significative a été révélée pour les deux autres lots (3% et 1% pour les lot1 et 3 respectivement).

Dans le cas des tanins, une augmentation significative a été affichée pour les lots 1 et 2, équivalente à 28,5% et 24% respectivement, et un effet non significatif pour le lot 3.

En se référant à la bibliographie, la réduction des composés polyphénoliques constatée est contradictoire. En effet, la découpe et le broyage favorisent la voie des phénylpropanoïdes qui est responsable de la synthèse des composés phénoliques ce qui provoque l'augmentation de ces derniers (Jones et Tomkins, 2013).

La réduction des polyphénols totaux observés pourrait s'expliquer par l'oxydation d'une fraction de ces composés en contact de la polyphénoloxydase (PPO), et ce n'est pas le cas pour les sous classes flavonoïdes et tanins. D'après des études menues sur des variétés de laitue, la découpe de cette dernière a provoqué aussi une augmentation dans la teneur en composés phénoliques, suite à une décompartimentalisation cellulaire (Jones et Tomkins, 2013).

b. Effet blanchiment

Le blanchiment est une étape essentielle pour maintenir la qualité des produits finis. Il inactive les enzymes qui conduisent à une détérioration visuelle et/ou organoleptique du produit fini (Brunton, 2013).

Les résultats obtenus pour les polyphénols totaux montrent un effet variable du blanchiment sur les trois lots. Pour le lot2, il n'y a pas de différence significative malgré une faible augmentation de 5% par rapport aux piments frais. Par ailleurs, une augmentation significative (de 27%) a été signalée pour le lot 3. A l'inverse pour lot1une diminution de 18% a été remarquée.

Par rapport à la teneur en flavonoïdes, une diminution significative a été observée (de l'ordre de 35%) pour le lot1, et non significative (12%) pour le lot3. Par contre, une augmentation remarquable a été observée pour le lot 2 (18%).

De même pour les tanins, une augmentation significative de 18% pour le lot2 et de 5% pour le lot 3 mais non significative pour ce dernier. A l'inverse, une diminution significative de l'ordre de 55% a été enregistrée pour le lot1.

En se référant à la bibliographie, certaines études ont signalé la susceptibilité à la perte des polyphénols à cause du blanchiment par la dégradation thermique. En fait, dans certains cas, les pertes en polyphénols sont plus élevées qu'en acide ascorbique (Brunton, 2013). Des pertes significatives en composés phénoliques de piments (verts, jaunes et rouges) ont été révélées suite à la cuisson et au traitement thermique au niveau industriel (Chuah et *al.*, 2008). De même, les études réalisées par Ornelas-Paz et *al.* (2010) sur plusieurs variétés de piments ont montré une diminution après cuisson de la teneur en composés phénoliques dans le cas des piments doux de l'ordre de 1,6 à 26,9%.

D'autres études ont évoqué une augmentation de la teneur en composés polyphénoliques de 7% à 137% dans le cas des piments piquants. Ces résultats concordent avec ceux de Turkman et *al.*, (2005), dont la teneur en polyphénols a augmenté de 2% à 26% après plusieurs méthodes de cuisson des piments. En effet l'augmentation de la teneur en composés phénoliques pour les légumes après cuisson a été attribuée à l'amélioration de l'extractibilité de ces composés (Schweiggert, et *al.*, 2006) et à l'inactivation de la PPO (polyphénols oxydase), ce qui inhibe la dégradation des polyphénols (Chuah et *al.*, 2008).

c. Effet raffinage

Nous rappelons que cette opération consiste à retirer l'épiderme et les pépins présents dans la pulpe de piments. Suite aux résultats du tableau 28, une augmentation dans la teneur en polyphénols a été exercée par l'opération de raffinage pour les trois lots. Cette augmentation est de l'ordre de 18%, 3% et 1% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement, mais statistiquement cette augmentation n'est significative que pour le lot1.

De même, une augmentation significative dans la teneur en flavonoïdes a été observée pour les lots 1 et 3, elle est de l'ordre de 15% et 21% respectivement. A l'inverse, le lot2 a présenté une diminution significative de l'ordre de 19%.

La teneur en tanins a été augmentée significativement pour le lot1 (30%), et sans effet significatif pour les deux autres lots (diminution de l'ordre de 4% et 14% pour les lots 2 et 3 respectivement).

Ce résultat nous a été surprenant du fait que le raffinage n'a pas provoqué l'effet attendu, sachant que les composés polyphénoliques sont concentrés davantage dans la peau du fruit par rapport à la pulpe (Tiwari et Cummins, 2013). Dans le même contexte de recherche, mais en étudiant un autre fruit, Colin-Henrion (2008) a signalé une stabilité globale dans la composition en polyphénols après raffinage, voire une augmentation pour certains composés phénoliques au cours du procédé de fabrication de la compote de pomme. D'après ce même auteur (2008), l'absence d'effet du raffinage peut s'expliquer par l'hypothèse de solubilisation/extraction facilitée des composés. Les composés polyphénoliques de l'épiderme ont pu être en grande partie solubilisés lors de la première étape de cuisson (dans notre cas c'est le blanchiment), ils sont donc diffusés dans la purée et y sont retenus lors du raffinage.

d. Effet concentration

L'opération de concentration sous vide, appelée aussi cuisson sous vide, impliquant un traitement thermique des aliments dans des emballages, à des températures de 90 ° C, est souvent considérée comme une stratégie de traitement minimal (Brunton, 2013). Les teneurs en polyphénols, flavonoïdes et tanins de la pulpe de piments sont affectées négativement par la concentration sous vide. Une diminution significative a été révélée dans la teneur en polyphénols totaux de l'ordre de 31%, 25% et 34% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement.

De même dans le cas des flavonoïdes, une diminution pour les trois lots (lot1 : 44%, lot2 : 44% et lot3 : 61%) a été enregistrée.

Quant aux tanins, ces composés ont subi une diminution significative pour les lots1, 2 et 3, de l'ordre de 63%, 58% et 36% respectivement. On peut déduire que la concentration sous vide a provoqué une perte dans la teneur en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en tanins. Ce résultat est surprenant dans la mesure où seul le traitement thermique est susceptible de dégrader les composés phénoliques.

En revanche, les résultats obtenus conviennent avec les études de Keenan et *al.* (2011) sur la purée de pomme, dont la concentration sous vide a exercé une diminution de la teneur en polyphénols totaux de l'ordre de 36%. De même, les études de Baardseth et *al.* (2010) sur les haricots verts ont montré une réduction de 89,2% du contenu en polyphénols après concentration sous vide. Par contre, les études de Colin-Henrion (2008) sur la compote de pomme ont révélé une augmentation de la teneur en composés phénoliques détectés après cuisson sous vide.

La raison pour laquelle l'utilisation du traitement de sous vide n'a pas augmenté la rétention en composés phytochimiques dans les végétaux reste peu claire (Brunton, 2013).

e. Effet pasteurisation

La pasteurisation est un traitement thermique moyen communément utilisé pour la conservation d'une grande variété d'aliments. Cependant, il peut avoir des effets négatifs sur la qualité des aliments (Lopes et *al.*, 2015).

Une augmentation dans la teneur en polyphénols a été révélée pour les lots 1 et 2 de l'ordre de 5% et 14% respectivement. Par contre une diminution, malgré faible, a été détectée pour le lot 3 (de l'ordre de 5%). La teneur en flavonoïdes a augmenté dans le cas du lot1 (de 14%), mais elle a diminué dans le cas des lots 2 et 3 (de l'ordre de 3% et 8% respectivement). En ce qui concerne les tanins, une augmentation a été constatée pour les trois lots, elle est de l'ordre de 14%, 31% et 14% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement.

D'après l'analyse de variance, l'étape de pasteurisation n'a pas exercée une différence significative sur les teneurs en polyphénols, flavonoïdes et tanins à l'exception d'une augmentation significative sur la teneur en tanins pour le lot2.

Nos résultats concordent avec ceux d'Oliveira et *al.* (2016) qui ont montré l'absence d'une différence significative entre la purée de pêche pasteurisée et non pasteurisée. De même, les études de Colin-Henrion (2008) n'ont révélé aucune dégradation marquée des polyphénols de la compote de pomme, mais au contraire une augmentation de la teneur en catéchine et en quercétine. En récapitulation, les effets de la pasteurisation sur les composés polyphénoliques sont variables et ils ne nous ont pas permis de tirer des conclusions. Ce constat est cohérent avec celui de Brunton (2013), où il a constaté qu'il est difficile d'arriver à une conclusion définitive sur le sujet de l'effet de la pasteurisation sur les polyphénols et les anthocyanes des végétaux.

f. Effet stérilisation

L'objectif de la stérilisation est de rendre un aliment sain durant un stockage de longue durée à température ambiante. Ce traitement, comme l'opération précédente, n'a pas exercée un effet significatif sur les teneurs en polyphénols, flavonoïdes et tanins pour les trois lots (tableau28).

Par ailleurs, une faible augmentation dans la teneur en polyphénols a été révélée pour les lots1 et 2 (5% et 6% respectivement), et une très faible réduction pour le lot3 (diminution de 0,5%). Dans le cas des flavonoïdes, une faible augmentation a été constatée pour les lots 2 et 3 (5% et 7% respectivement). Par contre une diminution de l'ordre de 11% a été remarquée pour le lot1. Concernant les tanins, une diminution de l'ordre de 4% et 23% a été enregistrée pour les lots 2 et 3 respectivement et une augmentation dans le cas du lot1 (20%).

Nos résultats conviennent avec ceux de Gahler et *al.* (2003) sur la tomate transformée. Ces auteurs ont constaté une stabilité, après stérilisation (à 121 °C, 2min), de la teneur en polyphénols. De même, les études réalisées sur la compote de chou frisé par Korus et Lisiewska (2011), concordent avec notre constat où une diminution de la teneur en polyphénols (de l'ordre de 64% pour l'acide caféique et 82% pour l'acide p-coumarique) a été notée.

Au contraire, d'après d'autres études réalisées notamment celle de Sablani et *al.* (2010) sur la compote de framboises et myrtilles, la stérilisation a provoqué une augmentation de la teneur en polyphénols.

Plusieurs explications ont été proposées par différents auteurs pour justifier l'augmentation des composés phénoliques suite à un traitement thermique. Patras et *al.*, 2009 ont expliqué cette augmentation par le fait que les composés phénoliques (qui sont généralement stockés dans les légumes au niveau des réseaux de pectine ou de cellulose) peuvent être libérés au cours de traitements thermiques qui les rendent plus extractibles (Patras et *al.*, 2009). Brunton (2013) a évoqué l'efficacité de l'extraction due à la chaleur, l'inactivation complète de la polyphénoloxydase (PPO) et la dépolymérisation des composés phénoliques à poids moléculaire élevé. La perte des composés phénoliques, après un traitement thermique sévère, est due probablement à la dégradation induite par la chaleur et la lixiviation.

Globalement, le procédé de transformation industriel a un impact négatif sur les polyphénols totaux avec un degré de dégradation de 41%, 27% et 17% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement. De même, une diminution a été évaluée de 45%, 19% et 57% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement pour les flavonoïdes, 46%, 10,5% et 61,5% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement pour les tanins.

Tableau 30. Analyse des différences entre les étapes du procédé conserve *Harissa* pour la teneur en polyphénols totaux (mg GAE/100g MS), en flavonoïdes (mg QE/100g MS) et en tanins (mg TE/100g MS) ($p \leq 0,05$).

Etapes	Composés	Lot1	Lot2	Lot3
Matière première	Polyphénols	2208,26±109,07 ^a	1937,95±399,50 ^a	1565,17±193,88 ^b
	Flavonoïdes	671,92±24,22 ^a	627,27±28,66 ^c	953,58±45,38 ^{ab}
	Tanins	746,26±54,31 ^b	305,46±22,41 ^c	372,89±76,57 ^a
Après broyage	Polyphénols	1709,59±137,61 ^b	1393,55±303,23 ^a	1481,05±166,99 ^b
	Flavonoïdes	653,92±13,97 ^a	898,17±30,16 ^b	943,61±87,35 ^{ab}
	Tanins	1043,65±90,73 ^a	401,12±33,09 ^b	274,71±52,08 ^{abc}
Après blanchiment	Polyphénols	1392,51±120,65 ^c	1463,80±391,65 ^a	2052,44±251,25 ^a
	Flavonoïdes	424,30±19,34 ^c	1103,45±62,30 ^a	834,42±17,35 ^b
	Tanins	472,36±13,30 ^c	488,05±27,56 ^a	290,30±13,02 ^{ab}
Après raffinage	Polyphénols	1706,58±38,09 ^b	1512,15±300,91 ^a	2063,97±71,88 ^a
	Flavonoïdes	500,89±18,41 ^b	889,32±21,18 ^b	1049,23±89,26 ^a
	Tanins	730,07±25,67 ^b	467,86±28,22 ^a	249,27±19,40 ^{bcd}
Après Concentration	Polyphénols	1171,19±36,73 ^c	1136,45±228,58 ^a	1364,69±49,69 ^b
	Flavonoïdes	282,41±11,12 ^d	498,09±46,92 ^d	410,71±15,81 ^c
	Tanins	273,31±2,95 ^e	197,72±12,49 ^d	160,09±0,14 ^{cde}
Après pasteurisation	Polyphénols	1234,90±5,30 ^c	1324,78±300,47 ^a	1301,93±58,41 ^b
	Flavonoïdes	330,89±16,19 ^{de}	483,35±43,41 ^d	385,09±30,91 ^c
	Tanins	319,46±8,99 ^{de}	285,02±4,75 ^c	186,74±5,20 ^{de}
Après stérilisation	Polyphénols	1296,56±105,39 ^c	1406,14±323,39 ^a	1294,92±44,63 ^b
	Flavonoïdes	295,62±8,36 ^e	506,98±22,22 ^d	412,34±29,03 ^c
	Tanins	401,06±25,45 ^{cd}	273,19±6,44 ^c	143,38±5,78 ^e

Pour le même lot, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les traitements.

2.7.1.3. Effet lots

D'après les résultats illustrés dans le tableau 31, nous remarquons une absence de différences significatives pour les polyphénols entre les matières premières (piments frais) et entre toutes les opérations ($p \leq 0,05$). A l'inverse, pour les flavonoïdes, nous constatons une différence significative entre les matières premières et entre les opérations ($p \leq 0,05$), à l'exception il y'a absence de différence pour la matière première entre lot 1 et lot 2 ; après broyage entre lot 2 et lot 3, après raffinage et concentration entre lot 1 et lot 2 et après pasteurisation entre le lot 1 et lot 3. De même pour les tanins, nous constatons une différence significative entre les matières premières et entre toutes les opérations ($p \leq 0,05$), en exceptant pour la matière première entre les lots 1 et 3; après blanchiment pour les lots 1 et 2 ; après raffinage entre les lots 2 et 3 ; après concentration entre les lots 1 et 2 et entre les

lots 2 et 3 ; après pasteurisation entre les lots 1 et 2 et entre les lots 2 et 3. D'après Tiwari et cumins (2013), la teneur en polyphénols dans les fruits varie en fonction du stade de maturation, de l'effet variétal et de la saison de culture.

Tableau 31. Analyse des différences entre les lots de transformation en conserve *Harissa* industrielle pour la teneur en polyphénols totaux (mg GAE/100g MS), en flavonoïdes (mg QE/100g MS) et en tanins (mg TE/100g MS) ($p \leq 0,05$).

Etapes	Composés	Lot1	Lot2	Lot3
Matière première	Polyphénols	2208,26±109,07 ^a	1937,95±399,50 ^{abc}	1565,17±193,88 ^{abcd}
	Flavonoïdes	671,92±24,22 ^b	627,27±28,66 ^b	953,58±45,38 ^a
	Tanins	746,26±54,31 ^b	305,46±22,41 ^{efgh}	372,89±76,57 ^{def}
Après broyage	Polyphénols	1709,59±137,61 ^{abcd}	1393,55±303,23 ^{abcd}	1481,05±166,99 ^{bbcd}
	Flavonoïdes	653,92±13,97 ^b	898,17±30,16 ^a	943,61±87,35 ^a
	Tanins	1043,65±90,73 ^a	401,12±33,09 ^{cde}	274,71±52,08 ^{fghi}
Après blanchiment	Polyphénols	1392,51±120,65 ^{bcd}	1463,80±391,65 ^{bcd}	2052,44±251,25 ^{ab}
	Flavonoïdes	424,30±19,34 ^c	1103,45±62,30 ^a	834,42±17,35 ^b
	Tanins	472,36±13,30 ^{cd}	488,05±27,56 ^c	290,30±13,02 ^{fghi}
Après raffinage	Polyphénols	1706,58±38,09 ^{abcd}	1512,15±300,91 ^{bcd}	2063,97±71,88 ^{ab}
	Flavonoïdes	500,89±18,41 ^b	889,32±21,18 ^a	1049,23±89,26 ^a
	Tanins	730,07±25,67 ^{fghi}	467,86±28,22 ^{hij}	249,27±19,40 ^j
Après Concentration	Polyphénols	1171,19±36,73 ^d	1136,45±228,58 ^d	1364,69±49,69 ^{cd}
	Flavonoïdes	282,41±11,12 ^d	498,09±46,92 ^a	410,71±15,81 ^a
	Tanins	273,31±2,95 ^{fghi}	197,72±12,49 ^{hij}	160,09±0,14 ^j
Après pasteurisation	Polyphénols	1234,90±5,30 ^d	1324,78±300,47 ^{cd}	1301,93±58,41 ^{cd}
	Flavonoïdes	330,89±16,19 ^{ab}	483,35±43,41 ^a	385,09±30,91 ^b
	Tanins	319,46±8,99 ^{efg}	285,02±4,75 ^{fghi}	186,74±5,20 ^{ij}
Après stérilisation	Polyphénols	1296,56±105,39 ^{cd}	1406,14±323,39 ^{bcd}	1294,92±44,63 ^{cd}
	Flavonoïdes	295,62±8,36 ^c	506,98±22,22 ^a	412,34±29,03 ^b
	Tanins	401,06±25,45 ^{cde}	273,19±6,44 ^{fghi}	143,38±5,78 ^j

Pour le même lot, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les traitements.

2.7.2 Procédé conserve *Harissa* traditionnelle

2.7.2.1 Teneurs en polyphénols, flavonoïdes et tanins des piments frais

Le tableau 32 résume les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins (exprimées en matière sèche (MS) et en matière fraîche (MF)) enregistrées pour le procédé conserve *Harissa* traditionnelle.

La teneur en polyphénols totaux des piments utilisés pour la fabrication de la conserve *Harissa* traditionnelle est de 200,81 mg GAE/100 g MF. Les résultats enregistrés pour les piments frais concordent avec les plages trouvées par d'autres auteurs, notamment les études de Zhuang et *al.* (2012) qui ont donné des teneurs variant entre $109,049 \pm 25,82$ et $499,240 \pm 27,17$ mg GAE/100 g MF.

La valeur de flavonoïdes évaluée est de 32,07 mg QE/100g de MF. Ce résultat est plus élevé par rapport à l'intervalle cité par Bae et *al.* (2014) (4,88 à 8,66 mg/100 g MF).

Tableau 32. Teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins exprimées par rapport à la matière fraîche et sèche des piments ($p \leq 0,05$)

Pigments	Lot T	
Polyphénols	mg GAE/ 100 g de MF	200,81±182,18
	mg GAE/ 100 g de MS	1742,34±2,92
Flavonoïdes	mg QE/ 100 g de MF	32,07±0,52
	mg QE/ 100 g de MS	278,30±4,50
Tanins	mg TE/ 100 g de MF	60,42±3,41
	mg TE/ 100 g de MF	524,72±41,39

Les teneurs en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en tanins enregistrées au cours de procédé conserve *Harissa* traditionnelle et les résultats de l'analyse de la variance sont représentés dans le tableau 33.

2.7.2.2 Impact des différents traitements du procédé traditionnel sur la teneur en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins

a. Effet blanchiment (sous vapeur)

Le blanchiment des piments est généralement réalisé en utilisant de l'eau chaude ou de la vapeur (Dorantes-Alvarez et *al.*, 2011). D'après le tableau 33, une diminution significative dans la teneur en polyphénols a été constatée, elle est de l'ordre de 37% pour le lot de *Harissa* traditionnelle. De même pour les tanins, une diminution de l'ordre de 38% a été révélée. Par contre, la teneur en flavonoïdes a augmenté significativement (44%).

Les variations dans la teneur en composés phénoliques des piments ont fait l'objet de nombreuses études (Waston, 2014). D'après les études de Turkman et *al.* (2005), la cuisson des piments par blanchiment sous vapeur durant 5 min n'a provoqué aucun effet significatif sur le contenu en polyphénols. De même, les études réalisées par Dorantes-Alvarez et *al.*, (2011) sur l'effet de blanchiment en utilisant un micro-onde, indiquent une diminution de la teneur en polyphénol dans les piments, une augmentation simultanée en ces composés dans l'eau de cuisson et une perte en composés phénoliques libres (plus de 20%). Par contre, une augmentation de la teneur en polyphénol a été signalée après cuisson pour différentes variétés de piments par Ornelazs-Paz et *al.*, (2010).

En se référant à la littérature, l'effet de la cuisson sur les composés phénolique semble dépendre de la durée de cuisson, plus celle-ci est prolongée, plus la perte en ces composés est importante (Waston, 2014). La diminution de la teneur en polyphénols et en tanins peut être expliquée par la possibilité de leur dégradation et la perte dans l'eau de cuisson.

Tableau 33. Analyse des différences entre les étapes de transformation en conserve *Harissa* traditionnelle pour la teneur en polyphénols totaux (mg GAE/100g MS), en flavonoïdes (mg QE/100g MS) et en tanins (mg TE/100g MS) ($p \leq 0,05$).

Etapes	Polyphénols	Flavonoïdes	Tanins
Matière première	1742,34±182,18 ^a	278,30±4,50 ^c	524,27±29,54 ^{ab}
Après blanchiment	1091,38±9,84 ^c	492,72±18,43 ^a	325,57±5,06 ^b
Après broyage et tamisage	1460,81±40,62 ^b	471,38±12,02 ^a	597,72±198,84 ^a
Produit fini	1401,96±86,40 ^b	377,18±7,50 ^b	407,32±41,39 ^{ab}

La présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les traitements.

b. Effet broyage et tamisage

Une augmentation significative dans les teneurs en polyphénols et tanins a été constatée ; elle est de l'ordre de 25% et 45,5% respectivement. Par contre, le broyage et le tamisage n'ont exercé aucun effet significatif sur la teneur en flavonoïdes (faible diminution de 4%). L'effet du broyage et du raffinage est bien illustré précédemment.

Les polyphénols et les tanins ont été affectés négativement par ce procédé avec une dégradation de 19,5% et 22,3% respectivement. Par contre, ce procédé a provoqué une augmentation de la teneur en flavonoïdes (26%).

2.8 Activité antioxydante

2.8.1 Procédé conserve Harissa industrielle

L'évolution de l'activité antioxydante au cours du procédé *Harissa* industrielle, évaluée par le test DPPH des extraits phénoliques, est représentée dans la figure 32.

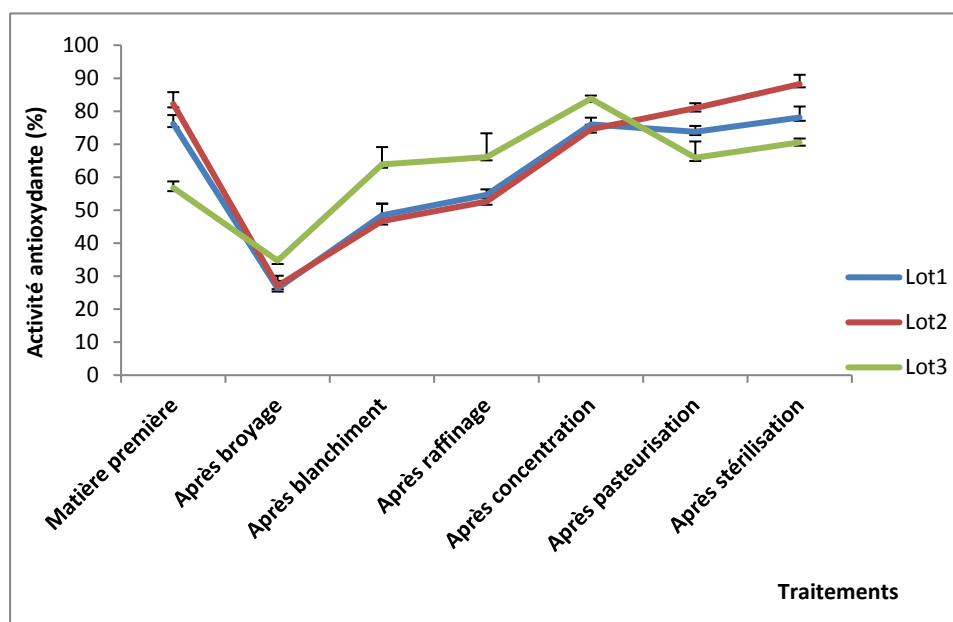


Figure 32. Evolution de l'activité antioxydante au cours du procédé *Harissa* industrielle

L'activité antioxydante des piments, exprimée en pourcentage, a révélé une inhibition importante des radicaux de $76,18 \pm 2,64\%$, $80,71 \pm 3,61\%$ et $54,52 \pm 1,95\%$ pour les lots 1, 2 et 3 respectivement. Nos résultats conviennent avec ceux de Domínguez-Martínez et *al.* (2014) qui ont trouvé une activité antioxydante maximale avec une inhibition des radicaux de $74,7\%$ pour les piments. Mais, ils sont supérieurs à ceux de Medina-Juárez et *al.* (2012) qui ont constaté une activité antioxydante avec une inhibition de $44,66\%$.

La différence dans l'activité antioxydante des piments observée entre les trois lots peut être expliquée par la différence variétale, le degré de maturation ainsi que les conditions de culture (Álvarez-Parrilla et *al.*, 2011).

A la lecture de la figure 28, nous remarquons une diminution importante de l'activité antioxydante sous l'effet du broyage. Cette diminution a été évaluée de $49,85\%$, $53,77\%$ et $20,08\%$ pour les lots 1, 2 et 3 respectivement, correspondants à des réductions de l'ordre de $26,33 \pm 2,24\%$, $26,94 \pm 3,08\%$ et $34,44 \pm 0,87\%$. A l'inverse, le blanchiment a exercé un effet positif sur l'activité antioxydante, où une augmentation significative a été signalée pour les trois lots ($22,09\%$, $22,32\%$ et $27,31\%$ respectivement) correspondants à des augmentations de l'ordre de $48,422 \pm 3,59\%$, $49,257 \pm 5,29\%$ et $61,751 \pm 5,24\%$. De même pour l'opération de

raffinage, une augmentation non significative ($p < 0,05$) a été révélée. Les valeurs observées sont équivalentes à $54,613 \pm 1,70\%$, $52,615 \pm 1,76\%$ et $62,246 \pm 7,2\%$ pour les lots 1, 2 et 3 respectivement (les taux d'augmentation sont de 6,19%, 3,36% et 0,49% respectivement). De même, après la concentration, une augmentation statistiquement significative de 21,43%, 21,71% et 20,62% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement, leurs teneurs sont de $76,040 \pm 1,99\%$, $74,325 \pm 1,38\%$ et $82,868 \pm 0,95\%$. La pasteurisation a provoqué un effet non significatif pour les lots 1 et 2 avec des valeurs de $73,768 \pm 1,77\%$ et $79,959 \pm 1,53\%$. Une diminution significative a été révélée pour le lot 3 de l'ordre de 11,28% à $71,589 \pm 4,93\%$. D'autre part, une faible augmentation non significative a été observée, elle est de $78,090 \pm 3,34\%$, $86,401 \pm 2,82\%$ et $71,904 \pm 1,17\%$ pour les lots 1, 2 et 3.

Nos résultats concordent avec ceux de Gahler et *al.* (2003) et Dewanto et *al.* (2002) qui ont observé une augmentation de l'activité antioxydante après traitement thermique des tomates. De même, une augmentation de l'activité antioxydante a été constatée après la pasteurisation de la purée de pêche de l'ordre de 36% (Oliveira et *al.*, 2016).

D'après Chuah et *al.* (2008), les études sur l'effet de la cuisson en relation avec les composés antioxydants dans les végétaux n'ont pas aboutit une conclusion finale. D'une part, ces études ont montré parfois une augmentation de l'activité antioxydante dans les végétaux et d'autres fois aucun changement (Gahler, Otto, & Bohm, 2003; Turkmen, Sari, & Velioglu, 2005). D'autre part, certains auteurs ont indiqué une détérioration de cette activité après traitement thermique (Ismail, Marjan, & Foong, 2004; Zhang & Hamauzu, 2004).

Les différences constatées dans l'activité antioxydante entre les différentes opérations peuvent être expliquées par la complexité et la diversité des antioxydants présents dans les piments (Domínguez-Martínez et *al.*, 2014). Certains auteurs ont expliqué l'absence de changement dans l'activité antioxydante de fruits et légumes après traitements, ou dans certains cas son augmentation par l'apparition de nouveaux composés ayant ou non une activité antioxydante (Patras et *al.*, 2009). Chuah et *al.* (2008) ont expliqué l'augmentation de l'activité antioxydante par l'augmentation de la teneur en composés phytochimiques, tels le lycopène dans la matrice.

Globalement, l'ensemble des étapes de processus industriel ont exercé un effet positif sur l'activité antioxydante, une augmentation non significative pour les lots 1 et 2 de 1,91% et 5,67% respectivement et une augmentation significative pour le lot 3 de l'ordre de 17,38%.

D'après le test de corrélation de Spearman, une corrélation négative hautement significative a été révélée entre l'activité antioxydante et la teneur en polyphénols totaux pour le lot 1 (r

(-0.791) > p (0,00002)) et une corrélation négative significative entre l'activité antioxydante et les polyphénols totaux pour le lot3 (r (-0.492) > p (0.024)). Par contre, il n'y a pas de corrélation entre l'activité antioxydante et les polyphénols totaux pour le lot2 (r (0.069) < p(0.780)).

Les études réalisées par Velioglu et *al.* (1998) ont signalé une forte corrélation entre les polyphénols totaux et l'activité antioxydante dans certains fruits, légumes et grains. Par contre, Conforti et *al.* (2006) n'ont pas trouvé de corrélation entre les polyphénols totaux et l'activité antioxydante dans les piments (*C. annuum* var. *acuminatum*) pour deux stades de maturation. De même, aucune corrélation entre les polyphénols totaux et l'activité antioxydante n'a été révélée pour des variétés de piments par Domínguez-Martínez et *al.* (2014).

2.8.2 Procédé conserve *Harissa* traditionnelle

L'évolution de l'activité antioxydante au cours du procédé *Harissa* traditionnelle, évaluée par le test DPPH des extraits phénoliques, est représentée dans la figure 33.

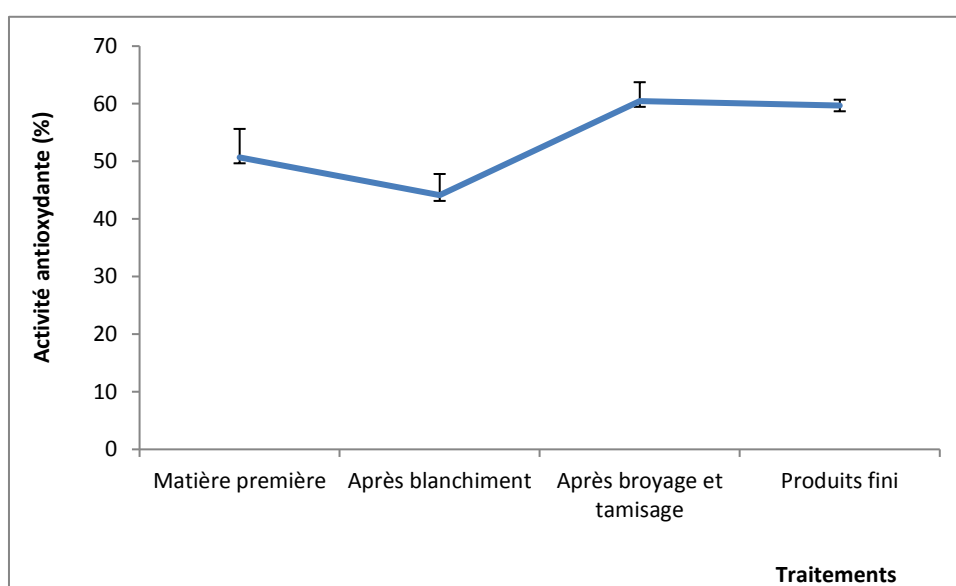


Figure 33. Evolution de l'activité antioxydante au cours du procédé conserve *Harissa* traditionnelle

L'activité antioxydante exprimée en pourcentage des piments est de 50,662±4,97%. Ce pourcentage est proche de celui trouvé par Medina-Juárez et *al.* (2012) (44,66%) pour une variété de piment étudiée.

Le suivi de l'activité antioxydante au cours de la transformation de piments en *Harissa* traditionnelle, a révélé une diminution non significative de cette activité après blanchiment

sous vapeur (de 6,54%). Par contre, une augmentation significative a été observée après l'étape de broyage et tamisage manuelle (de 16,33%).

Nos résultats conviennent avec ceux de Sikora et *al.* (2008), qui ont observé une diminution de l'activité antioxydante après blanchiment des plantes crucifère dans l'eau, ce qui a été expliqué par des pertes des antioxydants dans l'eau. Par contre Turkmen et *al.* (2005) ont révélé une augmentation de l'activité antioxydante après cuisson par micro-onde, blanchiment dans l'eau et sous vapeur de piments, d'abricot vert, de brocoli et d'épinard.

Globalement, l'ensemble des étapes du procédé traditionnel de la fabrication de *la Harissa* a provoqué un effet positif non significatif sur l'activité antioxydante (augmentation de 9,03%).

D'après le test de corrélation de Spearman (non paramétrique), il n'y a pas de corrélation entre l'activité antioxydante et les polyphénols totaux pour la conserve *Harissa* traditionnelle ($r (-0.154) < p (0,633)$).

Conclusion

Conclusion

Nous rappelons que le principal objectif de ce travail est d'étudier l'impact de deux procédés conserve *Harissa* (industriel et artisanal) sur certains micro-constituants (caroténoïdes, lycopène, β - carotène, polyphénols totaux, tanins et flavonoïdes) des piments rouges piquants. Pour atteindre cet objectif, des échantillons ont été prélevés auprès d'une entreprise industrielle (Conserverie Amor Benamor (CAB)) et une enquête a été réalisée pour établir un diagramme de fabrication artisanale de conserve *Harissa* qui a servi aux prélèvements.

Deux principaux effets ont été étudiés. Le premier effet est "l'effet opération" du procédé en particulier : le broyage, le blanchiment, le raffinage, la concentration, la pasteurisation et la stérilisation (produit fini) pour le procédé industriel ; et le blanchiment, le broyage et le produit fini pour le procédé artisanal. Le deuxième effet est "l'effet lots" où trois lots, dont la composition variétale et la région géographique sont inconnues, sont utilisés dans le procédé industriel ; et un mélange au hasard provenant de ces trois lots a été utilisé pour le procédé artisanal.

Les principaux résultats obtenus montrent que :

-Concernant le procédé conserve *Harissa* industrielle, le broyage et le raffinage ont exercé un effet positif sur les caroténoïdes totaux pour les trois lots. L'opération de concentration a provoqué une dégradation des caroténoïdes (de 56% et 33% pour le lot 1 et 2 respectivement). Elle a exercé aussi des pertes en β -carotène (33%, 24%, 53%), lycopène (55%, 36%, 49%) et chlorophylle (23,8%, 31%, 44%) pour les trois lots respectivement.

Par rapport à la matière première, ce procédé a provoqué des pertes significatives en β -carotène (31- 61%) et en lycopène, (57,7- 64%) ; une augmentation de la teneur en chlorophylle (85%, 22,5% et 16% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement) et une réponse variable des caroténoïdes totaux pour les trois lots étudiés. Les paramètres de la couleur ont été affectés par les différentes opérations de ce procédé avec une détérioration de la couleur du produit fini par rapport à la matière première, suite à une diminution significative des valeurs de l'indice de rougeur (a) pour les trois lots (de l'ordre de 32%, 32% et 42% respectivement), malgré une légère augmentation des valeurs de L pour les trois lots (6%, 1%, 8%) et aucune différence significative pour les valeurs de b.

Quant aux composés phénoliques, les étapes de transformation semblent avoir des effets variables sur ces substances dont certaines étapes avaient un impact positif en augmentant leurs teneurs d'autres ont les affectés négativement. Globalement, l'ensemble des opérations de ce procédé a un impact négatif sur les polyphénols totaux avec un degré de dégradation de 41%, 27% et 17% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement. De même pour les flavonoïdes et les tanins,

une diminution a été estimée de 19- 57% et de 10,5- 61,5% respectivement. L'opération de raffinage a exercé en effet positif sur la teneur en polyphénols totaux (18%, 3%, 1% pour les lots 1, 2 et 3 respectivement). Par contre, la concentration sous vide a exercé un effet négatif. L'activité antioxydante a été affectée positivement par le procédé de transformation industriel, dont une augmentation a été révélée de l'ordre de 2,5%, 6,6% et 24% pour le lot1, 2 et 3 respectivement. L'analyse des corrélations de Spearman ont révélé une corrélation négative entre l'activité antioxydante et la teneur en polyphénols ($r = -0.79$ et -0.49 ; $P < 0.05$) pour le lot1 et le lot3.

-Pour le procédé conserve *Harissa* traditionnelle, les résultats de l'enquête montrent qu'il y'a 14 diagrammes de fabrication traditionnelle pratiqués, dont la différence aperçue entre ces diagrammes réside dans certaines étapes du procédé comme l'égouttage, la cuisson, le séchage et la mise en saumure.

Les pigments étudiés (caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle) ont été affectés par les traitements appliqués de ce procédé. Le blanchiment par cuisson sous vapeur semble provoquer un effet positif sur les caroténoïdes totaux, le β -carotène et le lycopène ; et une diminution dans la teneur en chlorophylle. L'ensemble des traitements de ce procédé semble avoir un effet négatif sur les caroténoïdes totaux, le lycopène et la chlorophylle par rapport à la matière première, plus de 11% de caroténoïdes totaux ont été dégradés. Une détérioration a été évaluée de 45,6%, 7% et 1,1% lycopène et chlorophylle respectivement. Par contre une augmentation de l'ordre de 45,6% a été révélée pour la teneur en β -carotène.

Globalement, le procédé artisanal a provoqué impact positif sur la couleur par rapport à la matière première avec une augmentation de l'ordre de 10%, 7% et 13% pour les paramètres L, a et b respectivement.

Le blanchiment pratiqué artisanalement a provoqué une diminution significative de la teneur en polyphénols totaux et tanins de l'ordre de 37% et de 38% et une augmentation significative de la teneur en flavonoïdes (44%). Par comparaison à la matière première, ce procédé a provoqué une réduction des teneurs en polyphénols et tanins (de 19,5% et 22,3% respectivement) et une augmentation de la teneur en flavonoïdes (26%).

L'activité antioxydante a été affectée positivement par ce procédé avec une augmentation de l'ordre de 15%. D'après l'analyse de corrélation de Spearman, il n'y a pas de corrélation entre l'activité antioxydante et les polyphénols totaux pour la *Harissa* traditionnelle.

A l'essor de cette étude et compte tenu du fait que les études concernant l'évolution des micro-constituants au cours des procédés de transformation de certains légumes, et y compris les piments, sont quasi-inexistantes, il serait intéressant :

-D'étudier les produits intermédiaires issus de certaines opérations des procédés de transformation des piments frais. En effet, en détruisant plus ou moins certaines barrières de la cellule (parois cellulaires, membranes), ces opérations mettent brutalement en contact les micro-constituants de différentes localisations (vacuole, cytoplasme, chromoplastes, etc.), et modifient drastiquement leur réactivité.

-D'étudier l'effet du stade de maturité physiologique du légume considéré. En effet, en murissant, le légume accumule dans le cytoplasme de ses cellules, des enzymes lytiques des parois cellulaires (les plus abondantes étant les polygalacturonases et les pectinéméthyl estérases, qui sont exportées de façon raisonnée et programmée à l'extérieur de la cellule afin d'assurer une lyse progressive des parois cellulaires qui vont permettre au légume de se ramollir et devenir comestible.

-D'étudier les enzymes intervenant lors du broyage/tamisage (raffinage) des légumes et la relation entre la taille des particules et leur diffusion (vitesse de transfert, ect.).

- De mener une étude qualitative et quantitative en se basant sur des techniques de pointe (HPLC, CPG-SM, etc.) afin d'identifier tous les composés polyphénoliques, les caroténoïdes et leurs produits de dégradation ;

- D'étudier d'autres procédés technologiques de transformation (transformation de piments en poudre) et de préservation (séchage industriel et traditionnel de piments) sur ces composés d'intérêt nutritionnel et technologique ;

- D'élargir la gamme de légumes transformés et d'étudier d'autres composés d'intérêt nutritionnel (fibre, vitamines, etc.).

AFTER 2011 (African Food Tradition rEvisited by Research) FP7 n°245025.

AGARWAL O.P., 2006. Natural Products. Volume 2. Krishna Prakashan Media, pp 141.

AL-OTHMAN Z.A., HADJ AHMED Y.B., HABILA M.A., ET ABDEL GHAFAR A., 2011. Determination of Capsaicin and Dihydrocapsaicin in *Capsicum* Fruit Samples using High Performance Liquid Chromatography. *Molecules*, 16: 8919-8929.

ALVAREZ-PARRILLA E., DE LA ROSA L.A., AMAROWICZ R. et SHAHIDI F., 2011. Antioxidant Activity of Fresh and Processed Jalapeño and Serrano Peppers. *J. Agric. Food Chem.* 59: 163–173.

ALVAREZ-PARRILLA E., DE LA ROSA L. A., AMAROWICZ R. et SHAHIDI F., 2012. Protective effect of fresh and processed Jalapeño and Serrano peppers against food lipid and human LDL cholesterol oxidation. *Food Chemistry*. 133: 827–834.

ALVAREZ-JUBETE L. ET TIWARI U., 2013. Stability of phytochemicals during grain processing. In: Tiwari B K., Brunton N P. et Brennan C S. Handbook of Plant Food Phytochemicals Sources, Stability and Extraction. 1ère édition, John Wiley & Sons, Ltd, pp: 303-333.

AMIOT M. J., COXAM V. et STRIGLER F., 2012. Les phytomicronutriments. Edition TEC & DOC, Lavoisier, Paris, 386 p.

AMORIM-CARRILHO K.T., CEPEDA A., FENTE C., REGAL P. 2014. Review of methods for analysis of carotenoids. *Trends in Analytical Chemistry*. 56: 49–73.

ANTONIALI S., LEAL P.A.M., DE MAGALHÃES A.M., FUZIKIR T., SANCHES J., 2007. Physico-chemical characterization of ‘zarco hs’ yellow bell pepper for different ripeness stages. *Sci. Agric. (Piracicaba, Braz.)*. 1(64): 19-22.

ANTONIALI S., LEAL P.A.M., DE MAGALHÃES A.M., FUZIKIR T., SANCHES J., 2007. Physico-chemical characterization of ‘zarco hs’ yellow bell pepper for different ripeness stages. *Sci. Agric. (Piracicaba, Braz.)*. 1(64): 19-22.

ANWARUL HUQ A.S.M. et MOHAMED ARSHAD F., 2010. Technical Efficiency of Chili Production. *American Journal of Applied Sciences*. 7 (2): 185-190.

- ARIMBOOR R., NATARAJAN R.B., MENON K.R., LEKSHMI P. CHANDRASEKHAR L.P., MOORKOTH V., 2014.** Red pepper (*Capsicum annuum*) carotenoids as a source of natural food colors: analysis and stability—a review. *Association of Food Scientists & Technologists*, DOI 10.1007/s13197-014-1260-7.
- ARNOLD C., SCHWARZENBOLZ U., BÖHMA V., 2014.** Carotenoids and chlorophylls in processed xanthophyll-rich food. *LWT - Food Science and Technology*. 57: 442-445.
- ARSCOTT S.A., 2013. Food Sources of Carotenoids.** IN: Tanumihardjo S.A. Carotenoids and Human Health. © Springer Science+Business Media New York. pp 3-4-5.
- BAARDSETH P., BJERKE F., MARTINSEN B. K., SKREDE G., 2010.** Vitamin C, total phenolics and antioxidative activity in tip-cut green beans (*Phaseolus vulgaris*) and swede rods (*Brassica napus* var. *napobrassica*) processed by methods used in catering. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 90(7):1245–1255.
- BAHORUN T., GRESSIER B., TROTIN F., BRUNETE C., DINE T., VASSEUR J., GAZIN J.C., PINKAS M., LUYCKY M. ET GAZIN M., 1996.** Oxygen species scavenging activity of phenolic extract from hawthorn fresh plant organs and pharmaceutical preparation. *Arzneim Forsh / Drug Res*: 1-6.
- BARBAGALLO R.N., CHISARI M., PATANE C., 2012.** Polyphenol oxidase, total phenolics and ascorbic acid changes during storage of minimally processed ‘California Wonder’ and ‘Quadrato d’Asti’ sweet peppers. *LWT - Food Science and Technology* 49: 192-196.
- BARBOSA-CÁNOVAS G.V., FAO, 2003.** Handling and Preservation of Fruits and Vegetables by Combined Methods for Rural Areas: Technical Manual, Volume 149 de FAO agricultural services bulletin, Food and Agriculture Organization. pp 8.
- BARCELOUX D. G., 2009.** Pepper and Capsaicin (*Capsicum* and *Piper* Species). *Dis Mon*. 55:380-390.
- BATES R.P., MORRIS J.R., CRANDALL P.G., 2001.** Principles and Practices of Small- and Medium-scale Fruit Juice Processing. Numéro 146, Food & Agriculture Org. pp 76.
- BENHAMOU N., 2009.** La résistance chez les plantes. Edition TEC & DOC, Lavoisier, Paris, 376 p.

- BERNHARDT S., SCHLICH E., 2006.** Impact of different cooking methods on food quality: Retention of lipophilic vitamins in fresh and frozen vegetables. *Journal of Food Engineering*. 77: 327–333.
- BOSLAND P. W., VOTAVA E. J. ET VOTAVA E. M., 2012.** Peppers: Vegetable and Spice Capsicums. *Volume 22 de Crop production science in horticulture*. CAIB, p 91-160-162.
- BOURE J.M., 2008.** Bien manger: vrais et faux dangers. Odile Jacob. pp 154.
- BOZKURT H. et ERKMEN O., 2005.** Effects of salt, starter culture and production techniques on the quality of hot pepper paste. *Journal of Food Engineering*. 69: 473–479.
- BRITTON G. ET KHACHIK F., 2009.** Carotenoids in Food. In: Britton G. et Liaaen-Jensen S. Carotenoids Volume 5: Nutrition and Health. *Birkhäuser Verlag*, pp: 58-59.
- BRITTON G. ET YOUNG A., 1993.** Methods for the isolation and analysis of carotenoids. IN: YOUNG A. et BRITTON G. Carotenoids in Photosynthesis. 1ère édition, Springer-Science + Business Media, Dordrecht, pp 440.
- BRUNETON J., 2009.** Pharmacognosie, phytochimie, plantes médicinales. 4^{ème} édition, Edition TEC & DOC, Lavoisier, pp 261-262-444.
- BRUNTON N.P., 2013.** Thermal processing. In: Tiwari B K., Brunton N P. et Brennan C S. Handbook of Plant Food Phytochemicals Sources, Stability and Extraction. 1ère édition, John Wiley & Sons, Ltd, pp: 247-257.
- CANENE-ADAMS K ET ERDMAN J W., 2009.** Absorption, Transport, Distribution in Tissues and Bioavailability. IN: Britton G. et Liaaen-Jensen S. Carotenoids Volume 5: Nutrition and Health. Birkhäuser Verlag, pp: 115-144.
- CERVANTES-PAZ B., YAHIA E.M., ORNELAS-PAZ J.D.J., VICTORIA-CAMPOS C.I., IBARRA-JUNQUERA V., PEREZ-MARTINEZ J.D., ESCALANTE-MINAKATA P., 2014.** Antioxidant activity and content of chlorophylls and carotenoids in raw and heat-processed Jalapeño peppers at intermediate stages of ripening. *Food Chemistry*, 146: 188–196.
- CHARLES D.J., 2012.** Antioxidant Properties of Spices, Herbs and Other Sources. Éditeur Springer Science & Business Media. 617 p.
- CHALES D.J., 2013.** Antioxidant Properties of Spices, Herbs and Other Sources. © Springer Science+Business Media New York. pp 25-193.

CHEN L. et KANG Y.-H., 2013. Anti-inflammatory and antioxidant activities of red pepper (*Capsicum annuum* L.) stalk extracts: Comparison of pericarp and placenta extracts. *Journal of Functional Foods*. 5: 1724–1731.

CHEN L., HWANG J.E., CHOI B., GU K.M., PARK Y., KANG Y.H., 2014. Antioxidant Capacities and Cytostatic Effect of Korean Red Pepper (*Capsicum annuum* L): a Screening and in vitro Study. *J Korean Soc Appl Biol Chem*. 57: 43–52.

CHEYNIER et SARNI-MANCHADO, 2006. Propriétés chimiques des polyphénols. IN : SARNI-MANCHADO P. et CHEYNIER V. Les polyphénols en agroalimentaire. Editions TEC et DOC. Lavoisier, Paris. pp 89-95.

CHINN M.S., SHARMA-SHIVAPPA R.R., COTTER J.L., 2011. Solvent extraction and quantification of capsaicinoids from *Capsicum chinense*. *food and bioproducts processing*. 89: 340–345.

CHUAH A.M., LEE Y.C., YAMAGUCHI T., TAKAMURA H., YIN L.-J., MATOBA T., 2008. Effect of cooking on the antioxidant properties of coloured peppers. *Food Chemistry*. 111: 20–28.

CIRILO G., LEMMA F., 2012. Antioxidant Polymers: Synthesis, Properties, and Applications. John Wiley & Sons. pp 26.

CISNEROS-PINEDA O., TORRES-TAPIA L.W., GUTIE´RREZ-PACHECO L.C., CONTRERAS-MARTI´N F., GONZA´LEZ-ESTRADA T., PERAZA-SA´NCHEZ S.R., 2007. Capsaicinoids quantification in chili peppers cultivated in the state of Yucatan, Mexico. *Food Chemistry*. 104: 1755–1760.

COLIN-HENRION M., 2008. De la pomme à la pomme transformée : impact du procédé sur deux composés d'intérêt nutritionnel ; caractérisation physique et sensorielle des produits transformés. Thèse de doctorat. Université d'Angers. 273p.

COLLIN S., COUNET C., CALLEMIEN D. et JERCOVIC V., 2011. Nomenclature et voie de synthèse des principaux polyphénols. In : COLLIN S. et CROUZET J. Polyphénols et procédés. Edition TEC & DOC, Lavoisier, Paris, pp 6-11.

CONFORTI F., STATTI G.A., MENICHINI F., 2006. Chemical and biological variability of hot pepper fruits (*Capsicum annuum* var. *acuminatum* L.) in relation to maturity stage. *J Food Chem*. 102: 1096–104.

- COUPLAN F., 2012.** Les plantes et leurs noms : Histoires insolites. Editions Quae. pp 153-154.
- COYENE K. ET KNUTZEN E., 2011.** Making it: Radical Home EC for a post-Consumer Word. Rodale, pp 63.
- CROZIER A., JAGANATHB I.B. ET CLIFFORDC M.N., 2009.** Dietary phenolics: chemistry, bioavailability and effects on health. *Natural Product Reports*, 26 (8): 965–1096.
- DANGLES O., 2006.** Propriétés chimiques des polyphénols. *IN : SARNI-MANCHADO P. et CHEYNIER V. Les polyphénols en agroalimentaire.* Editions TEC et DOC. Lavoisier, Paris. pp 45.
- DEL MEDICO B., 2014.** Cultiver piments dans votre jardin potager ou sur le balcon: Par variété inoffensif, comme Bell et Poblano, à ceux de l'enfer, comme *Fatali, Habanero, Jolokia* et Trinidad Scorpion Moruga. 2^{ème} édition. pp13.
- DELGADO-VARGAS F., PAREDES-LOPEZ O., 2002.** Natural Colorants for Food and Nutraceutical Uses. *Food science and technology*, CRC Press. pp 141.
- DERBEL S. et GHEDIRA K., 2005.** Les phytonutriments et leur impact sur la santé. *Phytothérapie et Nutrition*. © Springer.1: 28-34.
- DEWANTO V., WUX., ADOM K.K., HAI LIU R., 2002.** Thermal Processing Enhances the Nutritional Value of Tomatoes by Increasing Total Antioxidant Activity. *J. Agric. Food Chem.* 50: 3010-3014.
- DOMINGUEZ-MARTINEZ I., MEZA-MARQUEZ O.G., OSORIO-REVILLA G., PROAL-NAJERA J, GALLARDO-VELAZQUEZ T., 2014.** Determination of Capsaicin, Ascorbic Acid, Total Phenolic Compounds and Antioxidant Activity of *Capsicum annum L. var. serrano* by Mid Infrared Spectroscopy (Mid-FTIR) and Chemometric Analysis. *J Korean Soc Appl Biol Chem.* 57: 133–142.
- DORANTES-ALVAREZA L., JARAMILLO-FLORESA E., GONZALEZA K., MARTINEZ R., PARADA L., 2011.** Blanching peppers using microwaves. *Procedia Food Science.* 1: 178 – 183.
- DORE C. et VAROQUAUX F., 2006.** Histoire et amélioration de cinquante plantes cultivées. *Collection Savoir faire.* Editions Quae. pp 543.

FARDET A., SOUCHON I., DUPONT D., 2013. Structure des aliments et effets nutritionnels. Editions Quae. pp 241.

FRARY A. et FRARY A., 2012. Physiology of Metabolites. *IN: Russo V.M. Peppers: Botany, Production and Uses.* © CABI. pp 180.

GAHLER S., OTTO K., BOHM V., 2003. Alterations of vitamin C, total phenolics, and antioxidant capacity as affected by processing tomatoes to different products. *Journal of Agriculture and Food Chemistry.* 51: 7962–7968.

GATES P.J. et LOPES N.P., 2012. Characterisation of Flavonoid Aglycones by Negative Ion Chip-Based Nanospray Tandem Mass Spectrometry. *International Journal of Analytical Chemistry*, Volume 2012, Article ID 259217, 7 p. doi:10.1155/2012/259217.

GEORGE S., TOURNIAIRE F., GAUTIER H., GOUPY P., ROCK E., CARIS-VEYRAT C., 2011. Changes in the contents of carotenoids, phenolic compounds and vitamin C during technical processing and lyophilisation of red and yellow tomatoes. *Food Chemistry.* 124: 1603–1611.

GEORGE S., TOURNIAIRE F., GAUTIER H., GOUPY P., ROCK E., CARIS-VEYRAT C., 2011. Changes in the contents of carotenoids, phenolic compounds and vitamin C during technical processing and lyophilisation of red and yellow tomatoes. *Food Chemistry.* 124: 1603–1611.

GIL M.I. et TUDELA J.A., 2012. Postharvest Requirements of Peppers. *IN: RUSSO. Peppers: Botany, Production and Uses.* CABI, p 244.

GIUFFRIDA D., DUGO P., TORRE G., BIGNARDI C., CAVAZZA A., CORRADINI C., DUGO G., 2013. Characterization of 12 Capsicum varieties by evaluation of their carotenoid profile and pungency determination. *Food Chemistry.* 140: 794–802.

GIUFFRIDA D., DUGO P., TORRE G., BIGNARDI C., CAVAZZA A., CORRADINI C., DUGO G., 2014. Evaluation of carotenoid and capsaicinoid contents in powder of red chili peppers during one year of storage. *Food Research International.* 65: 163–170.

GLISZCZYŃSKA-ŚWIGŁO A., KAŁUŻEWICZ A., LEMAŃSKA K., KATARZYNA M. et TYRAKOWSKA B., 2007. The effect of solar radiation on the flavonol content in broccoli inflorescence. *Food Chemistry.* 100(1): 241–245.

GOETZ P. et LE JEUNE R., 2012. *Capsicum annuum* et *Capsicum frutescens* Piment. © Springer-Verlag France. *Phytothérapie*. 10:126–130.

GOMEZ-GARCIA M.D.R. ET OCHOA-ALEJO N., 2013. Biochemistry and Molecular Biology of Carotenoid Biosynthesis in Chili Peppers (*Capsicum* spp.). *Int. J. Mol. Sci.*, 14: 19025-19053.

GOSTNER J.M., BECKER K., UEBERALL F., FUCHS D., 2015. The good and bad of antioxidant foods: An immunological perspective. *Food and Chemical Toxicology*. 80:72–79.

GRECO L., RICCIO R., BERGERO S., DEL RE A.M.A., TREVISAN M., 2007. Total reducing capacity of fresh sweet peppers and five different Italian pepper recipes. *Food Chemistry*. 103: 1127–1133.

GROSS J., 1991. PIGMENTS IN VEGETABLES: Chlorophylls and Carotenoids. Springer Science+Business Media, LLC, New York. 351p.

GRUBEN G. T. H. et DENTON O.A., 2004. Légumes. Volume 2 de Ressources végétales de l'Afrique tropicale. PROTA. Pays-bas. pp 173-174.

GUIL-GUERRERO J.L., MARTÍNEZ-GUIRADO C., REBOLLOSO-FUENTES M.D.M., CARRIQUE-PÉREZ A., 2006. Nutrient composition and antioxidant activity of 10 pepper (*Capsicum annuum*) varieties. *Eur Food Res Technol*. 224: 1–9.

HAEJIN BAE H., JAYAPRAKASHA G.K., CROSBY K., YOO K.S., LESKOVAR D.I., JIFON J., PATIL B.S., 2014. Ascorbic acid, capsaicinoid, and flavonoid aglycone concentrations as a function of fruit maturity stage in greenhouse-grown peppers. *Journal of Food Composition and Analysis*. 33: 195–202.

HEINONEN I.M. ET MEYER A.S., 2002. Antioxidants in fruits, berries and vegetables. *IN:* Jongen W. Fruit and vegetable processing: Improving quality. Woodhead Publishing Ltd and CRC Press LLC. pp 42.

HERRERO M., PLAZA M., CIFUENTES A., et IBAÑEZ E., 2012. Extraction Techniques for the Determination of Phenolic Compounds in Food. *Elsevier Inc.* Volume 4. 159-180.

HOFF J. F. et SINGLETON K. I., 1977. A method for determination of tannin in foods by means of immobilized enzymes. *J. Food Sci.* 42: 1566–1569.

HOFFMANN D., FNIMH, AHG, 2003. Medical Herbalism: The Science and Practice of Herbal Medicine. Inner Traditions / Bear & Co, pp 90-99.

HRAZDINA G., 1992. Biosynthesis of Flavonoids. *IN: HEMINGWAY R.W. ET LAKS P.E. PLANT POLYPHENOLS: Synthesis, Properties, Significance. Volume 59. © Springer Science+Business Media New York. p 61.*

HSU K-C., 2008. Evaluation of processing qualities of tomato juice induced by thermal and pressure processing. *LWT. 41: 450–459.*

HUANG W., BI X., ZHANG X., LIAO X., HU X., WU J., 2013. Comparative study of enzymes, phenolics, carotenoids and color of apricot nectars treated by high hydrostatic pressure and high temperature short time. *Innovative Food Science and Emerging Technologies 18: 74–82.*

IQBAL Q., AMJAD M., MUHAMMAD RAFIQUE ASI M. R., AGUSTIN ARIÑO A., 2013. Characterization of Capsaicinoids and Antioxidants in Hot Peppers as Influenced by Hybrid and Harvesting Stage. *Plant Foods Hum Nutr. 68:358–363.*

JANICK J. ET PAULL R. E., 2008. The Encyclopedia of fruit and Nuts. *CABI, p 865.*

JOHNSON I.T. et WILLIAMSON G., 2003. Phytochemical Functional Foods. Woodhead Publishing, pp 301.

JOMOVA K. ET VALKO M., 2013. Health protective effects of carotenoids and their interactions with other biological antioxidants. *European Journal of Medicinal Chemistry. 70: 102-110.*

JONES R. ET TOMKINS B., 2013. Minimal processing of leafy vegetables. *IN: Tiwari B K., Brunton N P. et Brennan C S. Handbook of Plant Food Phytochemicals Sources, Stability and Extraction. 1ère édition, John Wiley & Sons, Ltd, pp: 233-243.*

KALEEMULLAH S. ET KAILAPPAN S., 2005. Drying Kinetics of red Chillies in Rotary Dryer. *Biosystems Engineering. 92 (1): 15-23.*

KANG B.C., KOLE C., 2013. Genetics, Genomics and Breeding of Peppers and Eggplants. *Genetics, genomics and breeding of crop plants. CRC Press. pp 4.*

KEENAN D. F., BRUNTON N., BUTLER F., WOUTERS R., GORMLEY R., 2011. Evaluation of thermal and high hydrostatic pressure processed apple purees enriched with prebiotic inclusions. *Emerging Technologies. 12(3): 261–268.*

KIDMOSE U., HANSEN S. L., CHRISTENSEN L. P., EDELENBOS M., LARSEN E., AND NØRBÆK R., 2004. Effects of Genotype, Root Size, Storage, and Processing on Bioactive Compounds in Organically Grown Carrots (*Daucus carota* L.). *Journal of Food Science*. 69(9): 388-394.

KIDMOSE U., HANSEN S. L., CHRISTENSEN L. P., EDELENBOS M., LARSEN E., AND NØRBÆK R., 2004. Effects of Genotype, Root Size, Storage, and Processing on Bioactive Compounds in Organically Grown Carrots (*Daucus carota* L.). *Journal of Food Science*. 69(9): 388-394.

KILCREASE J., RODRIGUEZ-URIBE L., RICHINS R.D., ARCOS J.MG., VICTORINO J., O'CONNELL M.A., 2015. Correlations of carotenoid content and transcript abundances for fibrillin and carotenogenic enzymes in *Capsicum annum* fruit pericarp. *Plant Science*, 232: 57–66.

KORUS A., AND LISIEWSKA Z., 2011. Effect of preliminary processing and method of preservation on the content of selected antioxidative compounds in kale (*Brassica oleracea* L. var. *acephala*) leaves. *Food Chemistry*. 129(1): 149–154.

KOTHARI S.L., JOSHI A., KACHHWAHA S., OCHOA-ALEJO N., 2010. Chilli peppers — A review on tissue culture and transgenesis. *Biotechnology Advances*. 28: 35–48.

KOUASSI KOUASSI C. et KOFFI-NEVRY R., 2012. Evaluation de la connaissance et utilisation des variétés de piment (*Capsicum*) cultivées en Côte d'Ivoire. *International Journal of Biological and Chemical Science*. 6(1): 175-185.

KRISHNA DE A., 2004. *Capsicum*: The genus *Capsicum*. *Medicinal and Aromatic Plants-Industrial Profiles*. CRC Press, Taylor & Francis e-Library. pp13.

KUMAR SHAHA R., RAHMAN S. ET ASRUL A., 2013. Bioactive compounds in chilli peppers (*Capsicum annum* L.) at various ripening (green, yellow and red) stages. *Annals of Biological Research*, 4 (8): 27-34.

LADYGIN V G., 2000. Biosynthesis of Carotenoids in the Chloroplasts of Algae and Higher plant. *Russian Journal of Plant Physiology*. 47(6): 796-814.

LEONG S.Y., OEY I., 2012. Effects of processing on anthocyanins, carotenoids and vitamin C in summer fruits and vegetables. *Food Chemistry*. 133:1577–1587.

LEONG S.Y., OEY I., 2012. Effects of processing on anthocyanins, carotenoids and vitamin C in summer fruits and vegetables. *Food Chemistry*. 133:1577–1587.

LI W. ET BETA T., 2013. Food Sources of Phenolics Compounds. K.G. Ramawat, J.M. Me´rillon (eds.), *Natural Products*, © Springer-Verlag Berlin Heidelberg. 2527- 2558.

LOIZZO M.R., PUGLIESE A., BONESI M., DE LUCA D., O'BRIEN N., MENICHINI F., TUNDIS R. 2013. Influence of drying and cooking process on the phytochemical content, antioxidant and hypoglycaemic properties of two bell *Capsicum annum* L. cultivars. *Food and Chemical Toxicology*. 53:392–401.

LUITEL B.P. ET KANG W.H., 2013. Assessment of Fruit Quality Variation in Doubled Haploids of Minipaprika (*Capsicum annum* L.). *Hort. Environ. Biotechnol*. 54(3): 257-265.

MACHEIX J.J., FLEURIET A., JAY-ALLEMAND C., 2005. Les composés phénoliques des végétaux: un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. PPUR presses polytechniques. pp 2-3-11.

MACHEIX J.J., FLEURIET A., SARNI-MANCHADO P., 2006. Composés phénoliques dans la plante –Structure, Biosynthèse, répartition et rôles. *IN* : SARNI-MANCHADO P. et CHEYNIER V. Les polyphénols en agroalimentaire. Edition TEC & DOC, Lavoisier, Paris. pp 2-12.

MACHMUDAH S. ET GOTO M., 2013. Methods for Extraction and Analysis of Carotenoids. *Natural Products*. 111: 3367-3411.

MAKKAR H. P. S., 2003 Quantification of Tannins in Tree and Shrub Foliage. © Springer Science+Business Media Dordrecht. pp 10.

MALTA L.G. ET LIU R.H., 2014. Analyses of Total Phenolics, Total Flavonoids, and Total Antioxidant Activities in Foods and Dietary Supplements. *IN*: VAN ALFEN N.K. Encyclopedia of Agriculture and Food Systems. 2^{eme} edition. Elsevier. Manual. *Springer-Science+Business Media*, pp 10.

MARQUES L., FLEURIET A., et MACHEIX J.J., 2006. Propriétés chimiques des polyphénols. *IN* : SARNI-MANCHADO P. et CHEYNIER V. Les polyphénols en agroalimentaire. Editions TEC et DOC. Lavoisier, Paris. pp 137-138.

- MAZZEO T., N'DRI D., CHIAVARO E., VISCONTI A., FOGLIANO V., PELLEGRINI N., 2011.** Effect of two cooking procedures on phytochemical compounds, total antioxidant capacity and colour of selected frozen vegetables. *Food Chemistry*. 128: 627–633.
- MEDINA-JUÁREZ L.A., MOLINA-QUIJADA D., DEL TORO C., GONZÁLEZ-AGUILAR G., GÁMEZ-MEZA N., 2012.** Antioxidant activity of peppers (*Capsicum annuum L.*) extracts and characterization of their phenolic constituents. *Interciencia*. 37(8) : 588–93.
- MENICHINI F., TUNDIS R., BONESI M., LOIZZO M.R., CONFORTI F., STATTI G., CINDIO B.D., HOUGHTON P.J., MENICHINI FR., 2009.** The influence of fruit ripening on the phytochemical content and biological activity of *Capsicum chinense Jacq. cv Habanero*. *Food Chemistry*. 114: 553–560.
- MEY CHUAH A., LEE Y.C., YAMAGUCHI T., TAKAMURA H., YIN L.J., MATOBA T., 2008.** Effect of cooking on the antioxidant properties of coloured peppers. *Food Chemistry*. 111: 20–28.
- MEY CHUAH A., LEE Y.C., YAMAGUCHI T., TAKAMURA H., YIN L.J., MATOBA T., 2008.** Effect of cooking on the antioxidant properties of coloured peppers. *Food Chemistry*. 111: 20–28.
- MOËVI I., 2006.** LE POINT SUR ... La couleur de la viande bovine. L'Institut de l'Élevage. Paris. pp 13-14.
- MOËVI I., 2006.** LE POINT SUR ... La couleur de la viande bovine. L'Institut de l'Élevage. Paris. pp 13-14.
- MURADOR D.C., DA CUNHA D.T., DE ROSSO V.V., 2014.** Effects of cooking techniques on vegetable pigments: A meta-analytic approach to carotenoid and anthocyanin levels. *Food Research International* 65: 177–183.
- NDIAYE C., XU S.Y., WANG Z., 2009.** Steam blanching effect on polyphenoloxidase, peroxidase and colour of mango (*Mangifera indica L.*) slices. *Food Chemistry*. 113: 92-95.
- NEVE J. et PINCEMAIL J., 2008.** Antioxydants alimentaires : vitamines, oligoéléments et non-nutriments. *IN : ROBERFROID M.B., COXAM V. et DELZENNE N. Aliments fonctionnels*. 2^{ème} édition, TEC & DOC, Lavoisier, Paris, pp 211.

- NISAR N, LI L., LU S., CHI KHIN N. et POGSON B.J., 2015.** Carotenoid Metabolism in Plants. *Molecular Plant*. 8: 68–82.
- NUNES, M. C. D. N., 2009.** Color Atlas of Postharvest Quality of Fruits and Vegetables. *John Wiley & Sons*, p 266.
- NWOKEM IC.O., AGBAJI E.B., KAGBU J.A., EKANEM E.J., 2010.** Determination of Capsaicin Content and Pungency Level of Five Different Peppers Grown in Nigeria. *New York Science Journal*. 3(9):17-21.
- OBOH G. ET ROCHA G.B.T., 2007.** Polyphenols in red pepper (*Capsicum annum* var.*aviculare* (Tepin)) and their protective effect on some pro-oxidants induced lipid peroxidation in brain and liver-in vitro. *Eur.Food Res. Technol.*, 225: 2.
- OCHOA-ALEJO N. et RAMIREZ-MALAGON R., 2001.** Invited review: in vitro chili pepper biotechnology. *In Vitro Cell. Dev. Biol.-Plant*. 37:701-729.
- OLIVEIRA A., ALEXANDRE E.M.C., COELHO M., BARROS R.M., ALMEIDA D.P.F., PINTADO M., 2016.** Peach polyphenol and carotenoid content as affected by frozen storage and pasteurization. *LWT - Food Science and Technology*. 66: 361-368.
- ORNELAS-PAZ J.D.J., MARTINEZ-BURROLA J.M., RUIZ-CRUZ S., SANTANA-RODRIGUEZ V., IBARRA-JUNQUERA V., OLIVAS G.I., PÉREZ-MARTÍNEZ J.D., 2010.** Effect of cooking on the capsaicinoids and phenolics contents of Mexican peppers. *Food Chemistry*. 119: 1619–16257.
- OZGUR M., T. OZCAN T., AKPINAR-BAYIZIT A. ET YILMAZ-ERSAN L., 2011.** Functional compounds and antioxidant properties of dried green and red peppers. *African Journal of Agricultural Research*. 6(25): 5638-5644.
- PALOIX A., DAUBEZE A.M. et POCHARD E., 2003.** Piments. *IN : PITRAT M. et FOURY C.* Histoires de légumes: des origines à l'orée du XXIe siècle. Editions INRA, Paris. pp 279-283.
- PATRAS A., TIWARI B.K., BRUNTON N.P., BUTLER F., 2009.** Modelling the effect of different sterilisation treatments on antioxidant activity and colour of carrot slices during storage. *Food Chemistry*. 114: 484–491.
- PEÑA-ALVAREZ A., RAMÍREZ-MAYA E., ALVARADO-SUÁREZ L. Á., 2009.** Analysis of capsaicin and dihydrocapsaicin in peppers and pepper sauces by solid phase

microextraction–gas chromatography–mass spectrometry. *Journal of Chromatography A*. 1216: 2843–2847.

PICKERSGILL B., 2003. Peppers and chillies. Elsevier Science Ltd. p 4460.

PREEDY V.R., 2008. Tomatoes and Tomato Products: Nutritional. Medicinal and Therapeutic Properties. CRC Press, pp 134.

PUGLIESE A., LOIZZO M.R., TUNDIS R., O'CALLAGHAN Y., GALVIN K., MENICHINI F., O'BRIEN N., 2013. The effect of domestic processing on the content and bioaccessibility. *Food Chemistry*. 141: 2606–2613.

R'HIM T., ILAHY R., TLILI I., GHARBI F., GASMI R., JEBARI H., 2014. Assessing Physicochemical Properties of Different Red Hot Pepper Paste 'Harissa' Commonly Consumed in Tunisia. *The African Journal of Plant Science and Biotechnology*. 4 (2): 72-76.

RAMASWAMY H.S. ET CHEN C.R., 2002. Maximising the quality of thermally processed fruits and vegetables. *IN: JONGEN W. Fruit and vegetable processing Improving quality*. Edition Woodhead Publishing Ltd et CRC Press LLC. pp 200.

RODRIGUEZ-AMAYA D. B., 2001. A Guide to Carotenoid Analysis in Foods. *OMNI Research* Washington, D. C, 64p.

ROUX D. ET CATIER O., 2007. Botanique, pharmacognosie, phytothérapie. Groupe Liaisons. pp 72.

RUIZ-RODRIGUEZ A., MARIN F.R., OCAÑA A., SOLER-RIVAS C., 2008. Effect of domestic processing on bioactive compounds. *Phytochem. Rev.*, 7: 345-384.

RUSSO V.M., 2012. Peppers: Botany, production and Uses. CABI, p 177-179-180.

SABLANI, S. S., ANDREWS P. K., DAVIES N. M., WALTERS T., SAEZ H., SYAMALADEVI R. M., MOHEKAR P. R., 2010. Effect of thermal treatments on phytochemicals in conventionally and organically grown berries. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. 90(5): 769–778.

SADLER G. D. ET MURPHY P. A., 2010. pH and Titratable Acidity. *IN: Nielsen S S. Food, Analysis*. Springer Science+Business Media, pp: 219-225.

SAMIRA A., WOLDETSADIK K. ET WORKNEH T.S., 2013. Postharvest quality and shelf life of some hot pepper varieties. *J Food Sci Technol*. 50(5): 842–855.

SANCHEZ C., BARANDA A.B., DE MARAÑON I.M., 2014. The effect of High Pressure and High Temperature processing on carotenoids and chlorophylls content in some vegetables. *Food Chemistry*. 163: 37–45.

SANOGO S., 2003. Chile Pepper and the Threat of Wilt Diseases. © Plant Management Network. Plant Health Progress doi: 10.1094/PHP-2003-0430-01-RV.

SCALBERT A., 1992. Quantitative methods for the estimation of tannins in plant tissues. *IN: HEMINGWAY R.W. et LAKS P.E. PLANT POLYPHENOLS: Synthesis, Properties, Significance*. Volume 59. © Springer Science+Business Media New York. pp 259

SCHWEIGGERT U., CARLE R., SCHIEBER A., 2006. Characterization of major and minor capsaicinoids and related compounds in chili pods (*Capsicum frutescens* L.) by high-performance liquid chromatography/atmospheric pressure chemical ionization mass spectrometry. *Analytica Chimica Acta*. 557: 236–244.

SCHWEIGGERT U., KURZ C., SCHIEBER S., CARLE R., 2007. Effects of processing and storage on the stability of free and esterified carotenoids of red peppers (*Capsicum annuum* L.) and hot chilli peppers (*Capsicum frutescens* L.). *Eur Food Res Technol* , 225:261–270.

SHAFIUR RAHMAN M., 2007. Handbook of Food Preservation. 2^{ème} édition, *Food Science and Technology*, CRC Press, pp 571-586.

SHAHA R.K., RAHMAN S. ET ASRUL A., 2013. Bioactive compounds in chilli peppers (*Capsicum annuum* L.) at various ripening (green, yellow and red) stages. *Scholars Research Library, Annals of Biological Research*. 4 (8):27-34.

SHAHIDI F. ET NACZK M., 2003. Phenolics in Food and Nutraceuticals. 2^{ème} édition. . © CRC Press. pp 197-198.

SHAHIDI F. ET NACZK M., 2004. Phenolics in Food and Nutraceuticals. © CRC Press LLC. pp 10-507.

SHARMA R., 2014. Physiological disorders of fruit crops. Agrotech Press, 278 p.

- SIDDIQUI MD. W., MOMIN C.M., ACHARYA P., KABIR J., DEBNATH M.K., DHUA R.S., 2013.** Dynamics of changes in bioactive molecules and antioxidant potential of *Capsicum chinense* Jacq. cv. Habanero at nine maturity stages. *Acta Physiol Plant.* 35:1141–1148.
- SIKORA E., CIESLIK E., LESZCZYNSKA T., FILIPIAK-FLORKIEWICZ A., PISULEWSKI P., 2008.** The antioxidant activity of selected cruciferous vegetables subjected to aquathermal processing. *Food Chemistry.* 107: 55–59.
- SINHA A. ET PETERSEN J., 2011.** Caribbean Hot Pepper Production and Post-Harvest Manual. © FAO et CARDI.
- SINHA N., HUI Y.H., ÖZGÜL EVRANUZ, SIDDIQ M., et AHMED J., 2010.** Handbook of Vegetables and Vegetables Processing. John Wiley & Sons, p 126-127.
- SKINNER M., HUNTER D., 2013.** Bioactives in Fruit: Health Benefits and Functional Foods. John Wiley & Sons. 552p.
- SOCACIU C., 2007.** Food Colorants: Chemical and Functional Properties. *Chemical & Functional Properties of Food Components*, CRC Press. pp 54.
- STALIKAS C.D., 2010.** Phenolic Acids and Flavonoids: Occurrence and Analytical Methods. *IN: Uppu R.M., Murthy S.N., Pryor W.A., Parinandi N.L., 2010. METHODS IN MOLECULAR BIOLOGY™: Free Radicals and Antioxidant Protocols.* 2^{ème} édition, © Humana Press, a part of Springer Science+Business Media, LLC, New York. pp 66.
- SUN T., XU Z., WU C. T., JANES M., PRINYAWIWATKUL W., NO H. K., 2007.** Antioxidant activities of different colored sweet bell peppers (*Capsicum annuum* L.). *Journal of Food Science.* 72: 98–102.
- TELLEZ PEREZ C., 2014.** « Valorisation de la production agricole mexicaine par préservation et séchage par autovaporisation instantanée ; cas du piment vert ». Génie des Procédés Industriels. L'université de la rochelle.
- TERRY L., 2011.** Health-Promoting properties of fruits and Vegetables. CABI, pp 331-330.
- TIWARI R.K., 2010.** Post-Harvest Profile of Chilli. Government of India Ministry of Agriculture (Department of Agriculture & Cooperation) Directorate of Marketing & Inspection Branch Head Office Nagpur.

TIWARI U. ET CUMINS E., 2013. Fruit and vegetables. In: Tiwari B K., Brunton N P. et Brennan C S. Handbook of Plant Food Phytochemicals Sources, Stability and Extraction. 1ère édition, John Wiley & Sons, Ltd, pp: 107-129.

TIWARI U. et CUMMINS E., 2013. Factors influencing levels of phytochemicals in selected fruit and vegetables during pre- and post-harvest food processing operations. *Food Research International*. 50: 497–506.

TOPUZ A. ET OZDEMIR F., 2007. Assessment of carotenoids, capsaicinoids and ascorbic acid composition of some selected pepper cultivars (*Capsicum annuum* L.) grown in Turkey. *Journal of Food Composition and Analysis*. 20: 596–602.

TOUKAM G. M. S., 2010. Diversité de *Ralstonia solanacearum* au Cameroun et bases génétiques de la résistance chez le piment (*capsicum annuum*) et les solanacées. Biologie/Génétique Évolutive et d'Amélioration des Plantes. L'Institut des Sciences et Industries du Vivant et de l'Environnement (Agro Paris Tech).

TSAO R., 2010. Chemistry and Biochemistry of Dietary Polyphenols. *Nutrients*, 2: 1231-1246.

TSAO R. et LI H., 2013. Analytical techniques for phytochemicals. IN: TIWARI B.K., BRUNTON N.R. et BRENNAN C.S. Handbook of Plant Food Phytochemicals, Sources, Stability and Extraction. © John Wiley & Sons, Ltd. pp 440.

TSIMOGIANNIS D.I., OREOPOULOU V., 2006. The contribution of flavonoid C-ring on the DPPH free radical scavenging efficiency. A kinetic approach for the 3V,4V-hydroxy substituted members. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 7 :140 – 146.

TUNDIS R., LOIZZO M.R., MENICHINI F. BONESI M., CONFORTI F., STATTI G., DE LUCA D., DE CINDIO B., MENICHINI F., 2011. Comparative Study on the Chemical Composition, Antioxidant Properties and Hypoglycaemic Activities of Two *Capsicum annuum* L. Cultivars (*Acuminatum* small and *Cerasiferum*).

TURKMEN I. ET EKSİ A., 2011. Brix degree and sorbitol/xylitol level of authentic pomegranate. *Food Chemistry*. 127:1404–1407.

TURKMEN N., SARI F., VELIOGLUY. S., 2005. The effect of cooking methods on total
USDA. *Classification for Kingdom Plantae Down to Genus Capsicum L.* 2013 [cited 2013 January]; Available from:

<http://plants.usda.gov/java/ClassificationServlet?source=profile&symbol=CAPSI&display=31>

VAUTRIN D., 2005. Une peau Zéro défaut. Editions Alpen s.a.m., pp 52.

VEGA-GALVEZ A., DI SCALA K., RODRIGUEZ K., LEMUS-MONDACA R., MIRANDA M., LOPEZ J., PEREZ-WON M., 2009. Effect of air-drying temperature on physico-chemical properties, antioxidant capacity, colour and total phenolic content of red pepper (*Capsicum annuum*, L. var. Hungarian). *Food Chemistry*. 117: 647–653.

VELIOGLU Y.S., MAZZA G., GAO L., OOMAH B.D., 1998. Antioxidant activity and total phenolics in selected fruits, vegetables and grain products. *J Agric Food Chem*. 46: 4113–7.

WAKSMUNDZKA-HAJNOS M., SHERMA J., 2010. High Performance Liquid Chromatography in Phytochemical Analysis. *Chromatographic Science Series*, CRC Press, pp 659.

WALL M.M., WADDELL C.A., et PAUL W. BOSLAND P.W., 2001. Variation in β -Carotene and Total Carotenoid Content in Fruits of Capsicum. *Hort Science*. 36(4):746–749.

WANG S. Y. et ZHENG W., 2001. Effect of plant growth temperature on antioxidant capacity in strawberry. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 49(10): 4977–4982.

WASTON R.R., 2014. Polyphenols in plants: Isolation, Purification and Extract preparation. Academic Press, p 249.

WILDMAN R. E. C., WILDMAN R. ET WALLACE T. C., 2006. Handbook of Nutraceuticals and foods. 2^{ème} édition, Modern Nutrition, CRC Press, pp 170.

WOODSIDE J.V., MCGRATH A.J., LYNER N., MCKINLEY M.C., 2015. Carotenoids and health in older people. *Maturitas*. 80:63–68.

XU Z., LINA T., WANG Y., LIAO X., 2015. Quality assurance in pepper and orange juice blend treated by high pressure processing and high temperature short time. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*. 31: 28–36.

XU Z., LINA T., WANG Y., LIAO X., 2015. Quality assurance in pepper and orange juice blend treated by high pressure processing and high temperature short time. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*. 31: 28–36.

YANISHLIEVA-MASLAROVA N.V., 2001. Inhibiting oxidation. In: POKORNY J., YANISHLIEVA N. et GORDON M. Antioxidants in food: Practical applications. Woodhead Publishing Ltd et CRC Press LLC. pp 37-38.

YAO L.H., JIANG Y.M., SHI J., TOMA'S-BARBERA'N F.A., DATTA N., SINGANUSONG R. et CHEN S.S., 2004. Flavonoids in Food and Their Health Benefits. *Plant Foods for Human Nutrition*, 59: 113–122.

ZHUANG Y., CHEN L., SUN L., CAO J., 2012. Bioactive characteristics and antioxidant activities of nine peppers. *Journal of Functional Foods*. 4: 331 –338.

Annexe 1 :

Figure 01. Variation de la forme du fruit des principales especes cultivees de piment (capsicum spp.).Échantillon de la collection des ressources genetiques de l'inra d'avignon (Somo Toukam, 2010).

Annexe 2 :

Tableau 01. Variation de la forme du fruit des principales espèces cultivées de piment (*capsicum spp.*). Échantillon de la collection des ressources génétiques de l'INRA d'Avignon (Somo Toukam, 2010)

Sections	Nom des espèces	Zone de distribution (ou de collecte)
Complexe <i>Capsicum annuum</i>	<i>C. annuum</i> L. var. <i>glabriusculum</i> (wild) var. <i>annuum</i> (domestiqué)	Du nord de la Colombie et du sud des USA
	<i>C. chinense</i> Jacq.	Caraïbes. Amérique centrale et du sud
	<i>C. frutescens</i> L.	Amérique Centrale
Complexe <i>Capsicum baccatum</i>	<i>C. baccatum</i> L. var. <i>baccatum</i> (sauvage) (syn. <i>C. microcarpum</i>) var. <i>pendalum</i> (domestiqué)	Argentine. Bolivie. Brésil. Paraguay. Pérou
Complexe <i>Capsicum pubescens</i>	<i>C. praetermissum</i> Helser & Smith	Sud du Brésil
	<i>C. pubescens</i> Rulz & Pav.	Haut plateaux d'Amérique latine (Bolivie. Pérou)
	<i>C. eximium</i> Hunz.	Argentine. Bolivie
Complexe additionnel : Espèces sauvages de <i>Capsicum</i>	<i>C. cardenasii</i> Helser & Smith	Bolivie
	<i>C. chacoense</i> Hunz.	Argentine. Bolivie. Paraguay
	<i>C. galapagoense</i> Hunz.	Galapagos Islands. Equateur
	<i>C. buforum</i> Hunz.	Brésil
	<i>C. Campilopodium</i> Sendt.	Sud du Brésil
	<i>C. coccineum</i> (Rusby) Hunzj	Bolivie. Pérou
	<i>C. cornutum</i> (Hiern) Hunz.	Sud du Brésil
	<i>C. dimorphum</i> (Mlers)	Colombie
	<i>C. dusenii</i> Bitter	Sud-est du Brésil
	<i>C. hookerianum</i> (Mlers)	Equateur
	<i>C. leptopodium</i> (Dunal)	Brésil
	<i>C. minutiflorum</i> (Rusby) Hunz.	Argentine. Bolivie. Paraguay
	<i>C. mirabile</i> Mart ex. Sendt	Sud du Brésil
	<i>C. parvifolium</i> Sendt.	Colombie. Nord-est du Brésil. Venezuela
	<i>C. scolnikianum</i> Hunz.	Pérou
	<i>C. schottianum</i> Sendt.	Argentine. Sud du Brésil. Sud-est du Paraguay
	<i>C. tovarrii</i> (Eshbaugh WH)	Pérou
	<i>C. villosum</i> Sendt.	Sud du Brésil

Annexe 3**Questionnaire sur la fabrication traditionnelle du produit « *Harissa* » au niveau de la région de Constantine et ses environs**

Questionnaire N° :

Date de l'enquête :

Veuillez mettre une croix dans la ou (les) case(s) correspondante(s) ou répondre à la question.

Volet 1. Renseignement personnels

1. **Sexe :** Masculin ☐ Féminin ☐
2. **Age :** (20-30) ☐ (31-40) ☐ (41-50) ☐ (51-60) ☐ > 60 ☐
3. **Résidence :** Urbaine ☐ Rurale ☐ Région (Commune).....
4. **Niveau d'instruction :** Illettré ☐ Ayant étudié dans une école coranique ☐ Primaire ☐
Moyenne ☐ Secondaire ☐ Supérieure ☐
5. **Profession :**

Volet 2. Identification et renseignements sur les piments piquants consommés

1. Est ce-que vous consommez le piment piquant ? Oui ☐ Non ☐
2. Est ce-que vous : l'achetez ☐ le cultivez ☐ d'une famille pratiquant l'agriculture de ce
Légume ☐
3. Si vous le cultivez ou d'une famille pratiquant l'agriculture de piment :
 - 3.1. A quelle saison le piment est cueilli? Été ☐ Automne ☐ Hiver ☐ Printemps ☐
 - 3.2. Est ce que vous cultivez le piment : au plein champ ☐ sous serre ☐
Autre ☐ Précisez.....
 - 3.3. Combien de variétés cultivez-vous? 1 ☐ 2 ☐ 3 ☐ 4 ☐ 5 ☐
 - 3.4. Pourriez-vous distinguer ses variétés ? Oui ☐ Non ☐
 - 3.5. Par quel(s) caractère(s) vous les distinguez? Taille ☐ Couleur à la maturation ☐
Degré de brûlure ☐
Autre ☐ précisez.....
 - 3.6. Citez les variétés de piment piquant que vous cultivez ?
.....

3.7. Quand procédez-vous à la cueillette ? Après pleine maturité ☐

Avant pleine maturité ☐

3.8. Quelle est la destination de votre culture ? Vente ☐ Transformation ☐

Autre ☐ précisez.....

3.9. Si vous transformez les piments, sous quelle forme vous les transformez ?

3.10. Dans quel but, vous les transformez ?

3.11. Que faites vous avec les piments tardifs et dépassant la maturation voulue ?

Les laissez abimer ☐ les valorisez ☐

3.12. Comment vous les valorisez ?

4. Si vous les achetez :

4.1. Est-ce -que vous consommez les piments piquants: pendant toute l'année ☐ de temps en temps ☐ Rarement ☐

4.2. Est ce-que vous achetez des piments d'origine : locale ☐ Importée ☐

4.3. Quelles sont les caractéristiques de piment que vous achetez ?

Taille ☐ couleur ☐ arôme ☐

Autres ☐ précisez.....

4.4. Citez les variétés que vous achetez ? Corne de chèvre ☐ Beraabide ☐

Autres ☐ précisez.....

4.5 Décrivez ces piments : longueur couleurforme.....

TailleAutres

4.6. Sous quelle forme aimez-vous consommer le piment ? Frais ☐ grillé ☐ frire ☐

En conserve (catchup ou Harissa) ☐ utilisé pour l'assaisonnement (entier séché, en poudre) ☐

Autre ☐ précisez.....

Volet 3. Renseignement sur la fabrication traditionnelle de l'Harissa dans la région de

Constantine et ses environs

1. Est ce-que vous fabriquez l'Harissa de piment piquant rouge ? Oui ☐ Non ☐

2. Si oui, quand est ce que vous la fabriquez ? Dans le cas d'une production importante ☐

Même dans le cas d'une production normale ☐ lorsque le prix des piments est bas ☐

Autre ☐ précisez.....

3. Dans quel but vous la fabriquez ? Pour conserver l'excès de la production ☐ Pour valoriser les piments de faible valeur marchande ☐ Pour améliorer le goût ☐
Autre ☐ précisez.....

4. Est ce-que vous utilisez, pour la fabrication de l'Harissa, une seule variété ☐
Mélange de variétés ☐

4. Est-ce que toutes les variétés se prêtent à la fabrication de l'Harissa ? Oui ☐ Non ☐

5. Si non, Quelles sont les variétés qui se prêtent mieux à la fabrication de l'Harissa ?
.....
.....

6. Est ce-que vous procédez à des prétraitements des piments pour la fabrication de l'Harissa ? Oui ☐ Non ☐

7. Si oui, comme prétraitement est-ce que vous procédez au?

Lavage Oui ☐ Non ☐

Triage Oui ☐ Non ☐

Calibrage Oui ☐ Non ☐

8. Est ce-que vous procédez au séchage des piments pour la fabrication de l'Harissa ? Oui ☐
Non ☐

10. Si oui, comment séchez-vous les piments ? : Au soleil ☐ à l'ombre ☐

Autre ☐ précisez.....

11. Sur quel support séchez- vous les piments ? Bâche ☐ tissus ☐ une chaîne attachée par un fil ☐ Autre ☐ précisez.....

12. Quel traitement thermique appliquez-vous pour la préparation de l'Harissa ?

Blanchiment ☐

Ebullition ☐

Autre ☐ précisez.....

13. Vous procédez à la cuisson pour combien du temps ?.....

14. Sur quels critères basez-vous pour arrêter la cuisson ?.....

15. Comment procédez-vous pour avoir une consistance homogène du produit ?

Broyage ☐

Tamisage ☐

Les deux ☐

16. Quel est l'appareil utilisé pour avoir cette consistance ?

Moulinette ☐

Mixeur électrique ☐

Autre ☐ précisez.....

17. Est ce-que vous ajoutez d'autres substances à la pulpe de piment ? Oui ☐ Non ☐

18. Si oui, les quelles ?

.....

19. Pour combien de temps vous stockez l'Harissa préparée et à quelle température ?

.....

20. Quels sont les critères exigés pour un produit Harissa de bonne qualité ?

Citez-Les par ordre d'importance.

Critère1 :

Critère 2 :

Critère 3 :

Critère 4 :

21. Avez-vous l'habitude de consommer l'Harissa industrielle ? Oui ☐ Non ☐

22. Si oui, selon vous y'a-t-il une différence entre l'Harissa traditionnelle et industrielle ?

Oui ☐ Non ☐

23. Si oui, quelle est cette différence ?

.....

24. Que préférez-vous ? Harissa traditionnelle ☐ Harissa industrielle ☐ Vous aimez les deux ☐

24. Est- ce que vous avez remarqué (au passé) un développement des moisissures pendant le stockage de l'Harissa traditionnelle ? Oui ☐ Non ☐

25. Si oui, cette contamination est due à quoi ?

.....

24. Décrivez par un diagramme votre propre procédé de fabrication de l'Harissa?

.....

Annexe 4

Tableau 02. Analyse des différences entre le lot moyen (lot M) pour le procédé conserve Harissa industrielle et le lot T pour le procédé conserve Harissa traditionnelle par rapport à la teneur en eau (en %) ($p \leq 0,05$)

Etapes	Lot T	Lot M
Matière première	88,47±0,34 ^a	89,51±0,54 ^a
Produit fini	86,76±0,13 ^b	82,53±0,08 ^c

Pour le même traitement, la présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les trois lots.

Tableau 03. Analyse des différences entre le lot moyen (lot M) pour le procédé conserve Harissa industrielle et le lot T pour le procédé conserve Harissa traditionnelle par rapport à la couleur ($p \leq 0,05$)

Etapes	Paramètres de la couleur	Lot T	Lot M
Produit fini	L	27,66±0,03 ^a	26,49±0,5 ^a
	a	33,84±0,03 ^a	25,34±0,45 ^b
	b	18,59±0,01 ^a	17,45±0,3 ^b

La présence d'une lettre commune au niveau de l'exposant signifie absence de différence significative entre les trois lots.

Abstract

The pepper is considered a good source of bioactive compounds such as polyphenols and carotenoids. Currently, there is considerable interest in these components due to their antioxidant properties and their beneficial effects on human health. However these compounds are very unstable species that undergo many reactions during food processing. These changes have an important effects on the nutritional and technological quality of food. Therefore, it is essential to know the impact of the transformation and preserving processes on these compounds. The aim of our work is to monitor the evolution of total polyphenols, flavonoids and tannins as well as of total carotenoids, β -carotene, lycopene and chlorophyll during pepper transformation on *Harissa* by artisanal and industrial process. Samples industrial *Harissa* were taken from the Cannery Amor Benamor. Samples of the traditional *Harissa* were taken from traditional preparation, established according to the most practiced chart in the investigation carried out. Monitoring of some physico-chemical parameters (moisture, acidity, pH, Brix and ash) showed a significant effect of different processes on the evolution of these parameters. Quantification of carotenoids, chlorophyll and polyphenols was performed by the spectrophotometric method. Generally, the industrial process served loss of β -carotene and lycopene by 31- 61% of 57,7- 64%, and an increase in chlorophyll content by 16-85%. A variable effect was found for total carotenoids. Similarly, the traditional method caused a negative effect on the pigments studied with the exception of β -carotene, also on the total polyphenols, and tannins of the order of 19,5%, 23,3% respectively, by against a positive effect was found for the flavonoids. The antioxidant activity of the phenolic extracts was assessed by the DPPH test. It was positively affected by the two methods.

Keywords: Peppers, polyphenols, carotenoids, antioxidant activity, industrial and traditional *Harissa*.

Résumé

Le piment est considéré comme une bonne source des composés bioactifs tels les composés phénoliques et les caroténoïdes. Actuellement, il y a un intérêt considérable pour ces composants en raison de leurs propriétés antioxydantes et leurs effets bénéfiques sur la santé humaine. Cependant ces composés sont des espèces très instables qui subissent de nombreuses réactions au cours de la transformation des aliments. Ces changements ont des effets importants sur la qualité nutritionnelle et technologique des aliments. De ce fait, il est essentiel de connaître l'impact des procédés de transformation et de préservation sur ces composés. Le but de notre travail est de suivre l'évolution des polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins, ainsi que des caroténoïdes totaux, β -carotène, lycopène et chlorophylle durant la transformation de piments en conserve *Harissa* par deux procédés (industriel et artisanal). Les prélèvements des échantillons du procédé industriel ont été effectués au niveau de la Conserverie Amor Benamor (CAB). Les prélèvements des échantillons du procédé artisanal ont été effectués à partir d'une préparation artisanale, établie selon le diagramme le plus pratiqué dans l'enquête réalisée. Le suivi de quelques paramètres physico-chimiques (humidité, acidité, pH, Brix, couleur et cendres) a montré un effet significatif des différents procédés sur l'évolution de ces paramètres. La quantification des caroténoïdes, chlorophylle et composés phénoliques a été réalisée par la méthode spectrophotométrique. En générale, l'ensemble des traitements du procédé industriel a exercé des pertes en β -carotène et lycopène de 31- 61% et de 57,7- 64% respectivement, et une augmentation de la teneur en chlorophylle de 16-85%. Un effet variable a été constaté pour les caroténoïdes totaux. De même, l'ensemble des traitements de procédé traditionnel a provoqué un effet négatif sur les pigments étudiés, à l'exception de β -carotène, et sur les polyphénols totaux et les tanins de l'ordre de 19.5%, 22,3% respectivement, par contre un effet positif a été révélé pour les flavonoïdes. L'activité antioxydante des extraits phénoliques a été évaluée par le test DPPH. Elle a été affectée positivement par les deux procédés.

Mots clé : Piment, polyphénols, caroténoïdes, activité antioxydante, procédé *Harissa*, industriel, artisanal.

الملخص

يعتبر الفلفل مصدرا جيدا للمركبات الحيوية النشطة مثل متعدد الفينولات والكاروتينات. حاليا هناك اهتمام كبير بهذه المركبات النشطة بيولوجيا بسبب خصائصها المضادة للأكسدة و المفيدة للصحة. غير أن هذه المركبات تتميز بعدم استقرارها، حيث أنها تخضع للعديد من التغيرات خلال عمليات التحويل الغذائية. التي بدورها تترك أثر كبير على نوعية الغذاء. وبالتالي، فإنه من الضروري معرفة تأثير عمليات التحويل و الحفظ على هذه المركبات. من خلال ما سبق، إن الهدف الرئيسي من هذه الدراسة هو متابعة تطور البوليفينولات والكاروتينات خلال عمليات التحويل الغذائية التقليدية و الصناعية للفلفل إلى "هريسة". تم أخذ عينات من أجل الهريسة المصبرة من مصنع عمر بن عمر، كذلك تم أخذ عينات الهريسة التقليدية المصنوعة حسب الطريقة الأكثر إتباعا من خلال الدراسة الاستقصائية . أظهر تتبع بعض الخصائص الفيزيائية-الكيميائية (الرطوبة، درجة الحموضة، البريكس و الرماد) تأثر هذه الخصائص بشكل معتبر بمختلف العمليات التحويلية. أجري القياس الكمي للكاروتينات، الكلوروفيل والبوليفينول (البوليفينول الكلي، الفلافونويد والعفص) بواسطة طرق تعتمد على المقياس الضوئي. عموما، تسببت عملية التصنيع للهريسة بفقدان البيتا-كاروتان و الليكوبان بنسبة 31-61% و 57-64% على التوالي، غير أنها أحدثت إرتفاعا في نسبة الكلوروفيل (16-85%). كما أظهرت تأثيرا مختلفا على الكاروتينات. أيضا تسببت عملية التصنيع التقليدية في تأثير سلبي على الأصباغ المدروسة ما عدا البيتا-كاروتان. أحدثت أيضا تأثير سلبي على البوليفينول الكلي و العفص بنسبة 19.5%، 22.3% على التوالي على خلاف الفلافونويد الذي ارتفعت نسبته الى 26% . تم تقييم النشاط المضاد للأكسدة لمستخلصات الفينولية بواسطة اختبار DPPH. وقد أظهر تأثر إيجابيا من قبل الأسلوبين للتصنيع.

الكلمات المفتاح : الفلفل، البوليفينولات، الكاروتينات، الفاعليات المضادة للأكسدة، عمليات تصنيع الهريسة تقليديا و صناعيا.