

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITE CONSTANTINE ~:1:~



INSTITUT DE LA NUTRITION, DE L'ALIMENTATION ET
DES TECHNOLOGIES AGRO-ALIMENTAIRES
(I.N.A.T.A.A.)

N° d'ordre :
N° de série :

MEMOIRE

Présenté en vue de l'obtention du diplôme de magister en sciences alimentaires

Option : Technologie Alimentaire

Thème

Impact de deux procédés technologiques (jus et confiture) et du séchage sur les polyphénols et les caroténoïdes de l'abricot

Présenté par : DERRARDJA Alla eddine

Soutenu le: 22/06/2014

Devant le jury composé de:

Présidente:	Pr. KHARROUB K.	(I.N.A.T.A.A - UC1)
Promotrice:	Pr. BARKAT M.	(I.N.A.T.A.A - UC1)
Examinatrices:	Dr. BENATALLAH L.	(I.N.A.T.A.A - UC1)
	Dr. OULAMARA H.	(I.N.A.T.A.A - UC1)

Année universitaire 2013-2014.



Remerciements

Avant toute chose, je remercie ALLAH, le tout puissant, de m'avoir donné la santé, la patience, la puissance et la volonté pour réaliser ce travail, et je dis (Alhamdo.li.allah).

Aux joyaux de ma vie "mes parents" qui sont la source de ma réussite, je souhaite qu'ils trouvent à travers ce mémoire le faible témoignage de leurs efforts et sacrifices.

A cette occasion, qu'il me soit permis d'exprimer particulièrement ma profonde gratitude, mes sentiments de reconnaissance et de satisfaction à mon enseignante et encadrant Professeur BARKART M. qui ma fait l'honneur de veiller et de diriger ce travail. En assurant la gestion quotidienne de mon mémoire. Ses conseils pertinents ainsi que sa disponibilité régulière ont fortement facilité l'avancement de ce travail.

J'exprime mon estime et mes remerciements aux membres de jury d'avoir accepté d'évaluer ce travail en dépit de leurs nombreuses autres obligations, mes sincères remerciements au professeur KHARROUB K qui a bien voulu accepter de présider ce jury. Je tiens à exprimer ma très grande considération au Docteur BENATALLAH L et Docteur OULAMARA H qui m'ont fait l'honneur d'examiner ce mémoire de magister et de me faire ainsi bénéficier de leurs compétences et de leurs connaissances.

Tous mes sincères remerciements à tous mes enseignants de l'année théorique de magister.

Je remercie la sociétés ENAJUC N'goues ainsi que l'ensemble de son personnel pour m'avoir accueilli et permis d'effectuer les prélèvements nécessaires à la réalisation de ce travail.

Je ne remercierai jamais assez Latreche B, Houcine S, Aniss C, Nour eddine B, Abdellah Z, Mohyeddine K et Abas N pour les nombreux services qu'ils m'ont rendus durant la réalisation de ce travail, qu'ils trouvent ici le témoignage de mes remerciements les plus amicaux.

Je tiens aussi à remercier sincèrement toute mes collègues et mes amies de promos avec qui j'ai vécu ces trois dernières années. Enfin, je remercie ceux et celles qui m'ont aidé d'une façon ou d'une autre, de près ou de loin dans mon travail, je les remercie du fond du cœur.



Dédicaces

A l'aide de dieu tout puissant, qui m'a tracé le chemin de ma vie, j'ai pu réaliser ce travail que je dédie :

✿ A mes chers parents

✿ A mon frère Maamoune et à mes sœurs ; Imene, Noor et Rahma, Et a toute ma famille

✿ A mes chers amis ; Mouhieddine, Abbes, Bilel, Hocine, Wail, Salim, Halim, Karim, Aissa, Djamel, Kamal, Aniss, Youcef, Nooh, Abderrezak, Koko, Abdelah. Et A tous mes amies et amis que j'ai connus à INATAA, Constantine.

✿ A mes professeurs

✿ A vous...



TABLE DES MATIERES

Liste des tableaux	
Liste des figures	
Liste des abréviations	
Introduction	01

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

Chapitre 01: L'abricot

1.1. Généralités.....	03
1.2. Production nationale	03
1.3. Débouchés des abricots	04
1.4. Morphologie et structure de l'abricot	05
1.5. Composition biochimique de l'abricot.....	06
1.6. Stockage des abricots	08

Chapitre 02: Les caroténoïdes

2.1. Définition	09
2.2. Biosynthèse des caroténoïdes	09
2.3. Variabilité de la teneur en caroténoïdes	11
2.3.1. Facteurs internes	11
2.3.2. Facteurs externes	11
2.4. Caroténoïdes de l'abricot	15
2.4.1. Teneur et nature des caroténoïdes de l'abricot.....	15
2.4.2. Localisation dans le fruit	16

Chapitre 03: Les polyphénols

3.1. Généralités.....	17
3.2. Grandes classes des polyphénols	17
3.2.1. Composés phénoliques simples.....	18
3.2.2. Stilbènes	18
3.2.3. Flavonoïdes	18
3.2.4. Lignine	19
3.2.5. Tanins	19
3.3. Biosynthèse des polyphénols	19
3.4. Variabilité de la teneur en polyphénols.....	21
3.4.1. Facteurs internes	21

3.4.2. Facteurs externes	22
3.5. Activité antioxydante des polyphénols	25
3.5.1. Piégeage des radicaux libres	26
3.5.2. Chélation des ions métalliques	26
3.6. Propriétés organoleptiques des polyphénols	27
3.7. Polyphénols de l'abricot.....	27
3.7.1. Principales classes de polyphénols d'abricot	27
3.7.2. Localisation dans le fruit	29

Chapitre 04 : Procédés jus et confiture et préservation par le séchage des abricots

4.1. Procédé jus	31
4.1.1. Définition du produit.....	31
4.1.2. Étapes de transformation.....	31
4.2. Procédé confiture.....	35
4.2.1. Définition du produit.....	35
4.2.2. Étapes de transformation de la confiture.....	35
4.3. Procédé séchage	36
4.3.1. Définition du produit.....	36
4.3.2. Etapes de séchage.....	36
4.3.2. Méthodes de séchage.....	37
4.3.3. Conditionnement	38

MATERIEL ET METHODES

1. Démarche optée.....	39
2. Matière première utilisée (Abricots)	40
3. Procédés de fabrication	41
3 .1. Procédé jus	41
3.1.1. Diagramme de fabrication du jus	41
3.1.2. Prélèvements	41
3.2. Procédé confiture.....	43
3.2.1. Diagramme de fabrication de la confiture.....	43
3.2.2. Prélèvements	43
4. Procédé Séchage.....	45
4.1. Séchage au four	45

4.1.1. Diagramme de séchage au four	45
4.1.2. Prélèvements	45
4.2. Séchage traditionnel	46
4.2.1. Enquête réalisée.....	46
4.1.2. Diagramme de séchage traditionnel et prélèvements	47
5. Méthodes d'analyses	47
5.1. Détermination de la teneur en eau	48
5.2. Détermination de l'acidité titrable.....	48
5.3. Détermination du pH.....	49
5.4. Détermination du Brix.....	49
5.5. Détermination de la teneur en cendres	49
5.6. Extraction et dosage des caroténoïdes totaux.....	50
5.7. Extraction et dosage des composés phénoliques.....	52
5.7.1. Extraction	53
5.7.2. Dosage des polyphénols totaux	53
5.7.3. Dosage des flavonoïdes	55
5.7.4. Dosage des tanins	57
5.8. Activité antioxydante des extraits polyphénoliques.....	59
5.9. Analyses statistiques et traitement des résultats.....	61

RESULTATS ET DISCUSSION

1. Procédé jus	63
1.1. Taux d'humidité	63
1.2. Acidité titrable.....	64
1.3. pH.....	66
1.4. Taux de Brix.....	67
1.5. Taux de cendres.....	68
1.6. Caroténoïdes.....	69
1.7. Polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins	73
1.8. Activité antioxydante	79
1.9. Conclusion.....	81
2. Procédé confiture.....	81
2.1. Taux d'humidité	81
2.2. Acidité titrable.....	83

2.3. pH	84
2.4. Taux de Brix	85
2.5. Taux de cendres	86
2.6. Caroténoïdes	87
2.7. Polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins	89
2.8. Activité antioxydante	93
2.9. Conclusion.....	94
3. Procédé séchage	95
3.1. Séchage au four	95
3.1.1. Taux d'humidité	95
3.1.2. Acidité titrable.....	95
3.1.3. pH	95
3.1.4. Taux de cendres.....	96
3.1.5. Caroténoïdes.....	96
3.1.6. Polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins	97
3.1.7. Activité antioxydante	98
3.1.8. Conclusion.....	99
3.2. Séchage traditionnel	99
3.2.1. Principaux résultats de l'enquête réalisée	99
3.2.2. Procédé du séchage traditionnel des abricots	107
3.2.3. Taux d'humidité	107
3.2.4. Acidité titrable.....	107
3.1.5. pH	108
3.1.6. Taux de cendres.....	108
3.1.7. Caroténoïdes.....	108
3.1.8. Polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins	109
3.1.9. Activité antioxydante	110
3.1.10. Conclusion.....	111
Conclusion générale	112
Références bibliographiques	114
Annexes	

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 01. Valeur diététique d'une portion de 100g d'abricot (ANSES-CIQUAL, 2012).	07
Tableau 02 . Structure des principaux caroténoïdes d'abricot (Britton <i>et al.</i> , 2008)	16
Tableau 03. Concentration de quelques acides phénoliques de l'abricot (Sochor <i>et al.</i> , 2010)	28
Tableau 04. Concentrations des principaux flavonoïdes de l'abricot (Sochor <i>et al.</i> , 2010)	29
Tableau 05. Concentration des principaux procyanidines de l'abricot (Dragovic-Uzelac <i>et al.</i> , 2007)	29
Tableau 06. Préparation des dilutions du β -carotène pour la réalisation de la courbe standard des caroténoïdes totaux	52
Tableau 07. Préparation des dilutions de l'acide gallique pour la réalisation de la courbe standard des polyphénols totaux	55
Tableau 08. Préparation des dilutions de la quercétine pour la réalisation de la courbe standard des flavonoïdes totaux	56
Tableau 09. Préparation des dilutions de l'acide tanique pour la réalisation de la courbe standard des tanins	59
Tableau 10. Analyse des différences entre les étapes du procédé jus pour la teneur en eau ($p \leq 0,05$)	64
Tableau 11. Analyse des différences entre les étapes du procédé jus pour l'acidité titrable ($p \leq 0,05$)	66
Tableau 12. Analyse des différences entre les étapes du procédé jus pour le pH ($p \leq 0,05$)	66
Tableau 13. Analyse des différences entre les étapes du procédé jus pour le taux de Brix ($p \leq 0,05$).....	67
Tableau 14. Analyse des différences entre les étapes du procédé jus pour le taux des cendres ($p \leq 0,05$)	68
Tableau 15. Analyse des différences entre les étapes de transformation en jus pour la teneur en caroténoïdes ($p \leq 0,05$)	70
Tableau 16. 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 ($p \leq 0,05$).....	73
Tableau 17. Analyse des différences entre les étapes de transformation en jus pour la teneur en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en tanins ($p \leq 0,05$)	76

Tableau 18. Analyse des différences entre les étapes de transformation en jus de chaque lot, pour la capacité antioxydante (AOA), et la teneur en polyphénols en matière fraîche (PT) des extraits phénoliques	79
Tableau 19. Analyse des différences entre les étapes du procédé confiture pour la teneur en eau ($p \leq 0,05$).....	82
Tableau 20. Analyse des différences entre les étapes du procédé confiture pour l'acidité titrable ($p \leq 0,05$).....	83
Tableau 21. Analyse des différences entre les étapes du procédé confiture pour le pH ($p \leq 0,05$)	84
Tableau 22. Analyse de variance entre les étapes du procédé confiture pour le taux de Brix ($P \leq 0,05$).....	85
Tableau 23. Analyse de variance entre les étapes du procédé confiture pour la teneur en cendres ($P \leq 0,05$).....	86
Tableau 24. Analyse des différences entre les étapes du procédé confiture pour la teneur en caroténoïdes ($p \leq 0,05$).....	87
Tableau 25. 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 ($p \leq 0,05$).....	88
Tableau 26. Analyse des différences entre les étapes de transformation en confiture pour la teneur en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en tanins ($p \leq 0,05$).....	91
Tableau 27. Analyse des différences entre les étapes de transformation en confiture pour la capacité antioxydante (AOA), et la teneur en polyphénols en matière fraîche (PT) des extraits phénoliques.....	93
Tableau 28. Capacité antioxydante des extraits phénoliques des abricots séchés au four... 98	
Tableau 29. Niveau d'instruction des sujets interrogés	100
Tableau 30. Récapitulation des diagrammes de séchage pratiqués par les enquêtés	106
Tableau 31. Capacité antioxydante des extraits phénoliques des abricots séchés traditionnellement.....	110

LISTE DES FIGURES

Figure 01. Evolution de la production de l'abricot en Algérie entre les années 2001 et 2011 (FAO, 2014).	04
Figure 02. Coupe longitudinale d'un abricot (Lichou et Jay, 2012)	06
Figure 03. Etapes de la biosynthèse des caroténoïdes (Eaton-Rye <i>et al.</i> , 2012)	10
Figure 04. Structure de phénol (Taiz et Zeiger, 2002)	17
Figure 05. Voies de la biosynthèse des composés phénoliques dans la plante (Taiz et Zeiger, 2002).....	20
Figure 06. Récapitulation de la démarche générale adoptée	40
Figure 07. Diagramme de fabrication du jus au niveau de l'ENAJUC N'goues	42
Figure 08. Diagramme de fabrication de la confiture au niveau de l'ENAJUC Manaa.....	44
Figure 09. Diagramme de séchage au four.....	45
Figure 10. Diagramme de séchage traditionnel.....	47
Figure 11. Récapitulation des étapes d'extraction et de dosage des caroténoïdes	51
Figure 12. Courbe d'étalonnage pour la quantification des caroténoïdes	52
Figure 13. Récapitulation des étapes d'extraction des polyphénols totaux.....	53
Figure 14. Récapitulation des étapes de dosage des polyphénols totaux	54
Figure 15. Courbe d'étalonnage pour la quantification des polyphénols.....	55
Figure 16. Récapitulation des étapes de dosage des flavonoïdes	56
Figure 17. Courbe d'étalonnage pour la quantification des flavonoïdes.....	57
Figure 18. Récapitulation des étapes de dosage des tanins	58
Figure 19. Courbe d'étalonnage pour la quantification des tannins.....	59
Figure 20. Forme libre et réduite de DPPH (Molyneux, 2004).....	60
Figure 21. Récapitulation des étapes d'évaluation de l'activité antioxydante	61
Figure 22. Variation de la teneur en eau au cours du procédé jus.....	63
Figure 23. Evolution de l'acidité titrable au cours du procédé jus.....	65
Figure 24. Évolution de la teneur en caroténoïdes des abricots au cours du procédé jus	70
Figure 25. Evolution de la teneur en polyphénols totaux au cours du procédé jus	74
Figure 26. Evolution de la teneur en flavonoïdes au cours du procédé jus.....	75
Figure 27. Evolution de la teneur en tanins au cours du procédé jus	75
Figure 28. Corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et la capacité antioxydante des extraits des trois lots (J1, J2 et J3), du procédé jus	79
Figure 29. Variations de la teneur en eau au cours du procédé confiture.	82

Figure 30. Evolution de l'acidité titrable au cours du procédé confiture	83
Figure 31. Évolution de la teneur en caroténoïdes des abricots au cours du procédé confiture	87
Figure 32. Evolution de la teneur en polyphénols totaux au cours du procédé confiture	90
Figure 33. Evolution de la teneur en flavonoïdes au cours du procédé confiture	90
Figure 34. Evolution de la teneur en tanins au cours du procédé confiture	91
Figure 35. Corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et la capacité antioxydante des extraits des trois lots (C1, C2 et C3), du procédé confiture	94
Figure 36. Teneurs en eau au cours du séchage au four.....	95
Figure 37. Teneurs en caroténoïdes des abricots au cours du séchage au four	96
Figure 38. Teneurs en polyphénols totaux (mg AGE/100 g MS), en flavonoïdes (mg QE/100g MS) et en tanins (mg TE/100g MS) des abricots séchés au four.....	97
Figure 39. Répartition des abricots selon leur âge	99
Figure 40. Répartition du nombre d'abricotiers par exploitation.....	100
Figure 41. Répartition des variétés d'abricots cultivées.....	101
Figure 42. Répartition des critères utilisés pour la distinction des variétés	101
Figure 43. Répartition de l'âge des abricotiers.....	102
Figure 44. Répartition des variétés destinées au séchage.....	103
Figure 45. Répartition des prétraitements utilisés après cueillette des abricots	103
Figure 46. Répartition des supports utilisés pour le séchage	104
Figure 47. Répartition du temps nécessaire pour le bon séchage des abricots.....	104
Figure 48. Répartition des problèmes rencontrés au cours du séchage.....	105
Figure 49. Répartition de la quantité des abricots séchés en kg par an.....	105
Figure 50. Teneurs en eau au cours du séchage traditionnel.....	107
Figure 51. Teneurs en caroténoïdes des abricots au cours du séchage traditionnel	108
Figure 52. Teneurs en polyphénols totaux (mg GAE/100 g MS), en flavonoïdes (mg QE/100 g MS) et en tanins (mg TE/100 g MS) des abricots séchés traditionnellement	109

LIST DES ABREVIATIONS

AG	Acide gras
ANOVA	Analysis of variance
AOA	Antioxydant activity
Ar	Antiradicalaire
BSA	Bovin serum albumin
C	Lot confiture
Cd	Teneur en cendres
DMAPP	Dimethylallyle diphosphate
DPPH	2,2'-diphenyl-1-picrylhydrazyl.
FPP	Parnesyl diphosphate
GAE	Gallic acid equivalent
GGPP	Geranylgeranyl diphosphate
GPP	Geranyl diphosphate
HPLC	High performance liquid chromatography
INATAA	Institut de Nutrition, de l'Alimentation et des Technologies Agro-Alimentaire
IPP	Isopentenyl diphosphate
J	Lot jus
M⁺	Ion métallique
MF	Matière fraîche
MO	Matière organique
MS	Matière sèche
P	Point de prélèvement
PAL	Phénylalanine ammonia-lyase
PPO	Polyphenol-oxidase
PT	Polyphénols totaux
QE	Quercétine équivalents
R	Radical
SDS	Sodium dodecyl sulfate ($\text{NaC}_{12}\text{H}_{25}\text{SO}_4$)
TE	Acide tannique équivalents
TEA	Triéthanolamine ou Trolamine ($\text{C}_6\text{H}_{15}\text{NO}_3$)
UV	Ultraviolet

Introduction

Introduction

Ces dernières années, il y a un intérêt considérable pour les composés bioactifs contenus dans les fruits et légumes. Les différentes recherches sur les profils phytochimiques des aliments ont mis l'accent sur le rôle de la consommation de fruits et légumes dans la prévention des maladies liées au stress oxydatif. Les fruits sont considérés comme des aliments fonctionnels en raison de la quantité considérable de composés chimiques avec des propriétés antioxydantes qu'ils contiennent (Leccese et *al.*, 2007).

Parmi ces composés d'intérêt nutritionnel, les polyphénols ont été largement étudiés en raison de leurs bienfaits pour la santé (Acosta-Estrada et *al.*, 2014). Une consommation élevée de fruits riches en polyphénols a été liée à des éventuels bénéfices. Les polyphénols pourraient diminuer le risque de survenue d'un certain nombre de pathologies, en particulier celles liées au vieillissement et aux lésions oxydatives (cancers, maladies cardiovasculaires ou neurodégénératives) (Manach et *al.*, 2004; Acosta-Estrada et *al.*, 2014).

De même, les caroténoïdes sont des composés bioactifs avec d'importants effets biologiques bienfaisants pour la santé humaine notamment dans l'amélioration de la réponse immunitaire et la réduction du risque des maladies dégénératives (Rao et Rao, 2007 ; Rodriguez-Amaya et *al.*, 2008).

Parmi les fruits, les abricots (*Prunus armeniaca* L.) sont riches en composés bioactifs en particulier les polyphénols, les caroténoïdes, les minéraux et les vitamines qui contribuent à leur goût, à leur couleur et à leur valeur nutritive. Les abricots sont consommés dans le monde entier notamment dans les pays méditerranéens en raison leur arôme agréable et délicieux (Touati et *al.*, 2014). Ils sont produits commercialement dans 70 pays sur environ 488 344 ha. Au cours des 25 dernières années, la production mondiale a augmenté de 100 %, elle a atteint environ 3,9 millions de tonnes. Cette augmentation est due principalement aux grandes plantations faites en Turquie, en Asie (Iran, Pakistan, Ouzbékistan) et en Afrique (Algérie, Maroc, Egypte) (FAOstat, 2014).

L'abricot est un fruit climactérique avec une durée de conservation très courte due en partie à un taux élevé de la respiration et un processus de maturation rapide. Ainsi, afin de réduire les pertes après récolte, nombreux techniques et processus pour la conservation des fruits ont été développés (Fратиanni et *al.*, 2013 ; Touati et *al.*, 2014).

Les composés phénoliques et les caroténoïdes sont des substances naturelles qui contribuent aux propriétés sensorielles associées avec la qualité des fruits. Ils jouent un rôle important dans les propriétés organoleptiques des aliments dérivés de fruits tels que la confiture et le jus. La connaissance de la teneur en caroténoïdes et en composition phénolique

des aliments et leur évolution au cours de la transformation est donc d'une importance cruciale en ce qui concerne la qualité des aliments. Leur quantité et composition dans les aliments à base de fruits dépend de plusieurs facteurs, y compris l'espèce, la variété, le patrimoine géographique, le niveau de maturité, ainsi que les procédés technologiques (Es-Safi et *al.*, 2003). Les traitements au cours des différents procédés peuvent améliorer la stabilité de ces composés, comme ils peuvent provoquer certains effets néfastes indésirables tels que la décoloration, destruction des éléments nutritifs et autres pertes de qualité des produits (Jabbar et *al.*, 2014). Les consommateurs veulent maintenant des aliments non seulement avec une durée de vie prolongée, mais aussi avec une qualité nutritionnelle meilleure.

Le séchage et les procédés de transformation, tels que la fabrication du jus et de la confiture, sont des procédés de préservation couramment utilisés pour prolonger la durée de conservation des produits alimentaires. Cependant, les différents traitements appliqués pendant la transformation et le séchage peuvent entraîner une modification dans le profil de ces composés d'intérêt nutritionnel et changer la bioactivité des composés thermiquement sensibles (Heras-Ramírez et *al.*, 2012).

La littérature disponible à l'heure actuelle est pauvre en références sur l'évolution des polyphénols et des caroténoïdes d'abricots durant les différents procédés de transformation. Ainsi, le but de la présente étude est axé sur le suivi de l'évolution de ces composés pendant la transformation de l'abricot en jus et en confiture, et après séchage (traditionnel et au four).

Nous avons jugé utile de structurer le présent document en trois principaux chapitres, en plus de l'introduction et la conclusion générale avec des perspectives. Le premier chapitre est une revue bibliographique mettant l'accent sur des généralités sur l'abricot, les composés phénoliques, les caroténoïdes, les procédés de transformation jus et confiture, ainsi que la préservation par séchage.

Le deuxième chapitre présente la démarche adoptée, 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, ainsi que l'évaluation de l'activité antioxydante des extraits phénoliques. En fin, le troisième chapitre regroupe les principaux résultats obtenus et leurs discussions.

Synthèse
bibliographique

1. L'abricot

1.1. Généralités

L'abricot est considéré par beaucoup d'être le plus délectable des fruits de verger et l'une des quelques cultures fruitières tempérées qui ne sont pas affectées par les surplus de production. L'abricot est parmi un petit nombre d'espèces, qui, en raison de ses usages polyvalents, a la possibilité d'étendre encore plus loin et sans souffrir de crises récurrentes de marché par rapport à d'autres espèces (Ham, 2009).

L'abricotier appartient à la famille des *Rosaceae*, la section *Armeniaca* (Lam.), le sous-genre *Prunophora* Focke et le genre *Prunus* (Zhebentyayeva *et al.*, 2012). C'est une espèce diploïde avec huit paires de chromosomes ($2n = 16$). Les Abricots les plus cultivés appartiennent à l'espèce *P. armeniaca* L. Les espèces proches sont *P. brigantiaca*, *P. ansu*, *P. mume* « abricot japonais », *P. sibirica*, *P. mandshurica* et *P. dasycarpa* « abricot noir » (Faust *et al.*, 1998).

L'abricotier commun pousse dans des zones géographiquement diversifiées, allant de l'hiver froid de la Sibérie au climat subtropical de l'Afrique du Nord et des déserts d'Asie centrale, ainsi que les zones humides du Japon et de la Chine orientale (Siddiq, 2006).

1.2. Production nationale

En Algérie, l'abricotier possède une place privilégiée dans la vie des agriculteurs, en raison de la superficie qu'il occupe et son importance dans le marché national. Les vergers d'abricotiers constituent l'une des meilleures richesses de l'Algérie (Bahlouli *et al.*, 2008). Durant la dernière décennie, la culture de l'abricotier a connu une extension remarquable. A partir de l'année 2001, la superficie a évolué de 200%, elle est passée de 13 500 ha en 2001 à 38 174 ha en 2011. Ce qui correspond à une augmentation annuelle de 20%. De même la production de l'abricot a évolué remarquablement durant ces dernières années, elle est multipliée par 4 par rapport à l'année 2001 (Figure 01). L'Algérie, avec 285 897 tonnes, est le premier producteur d'abricots en Afrique et le quatrième du monde. Elle contribue à 7,3% de la production mondiale et 44 % de la production de l'Afrique (FAO, 2014).

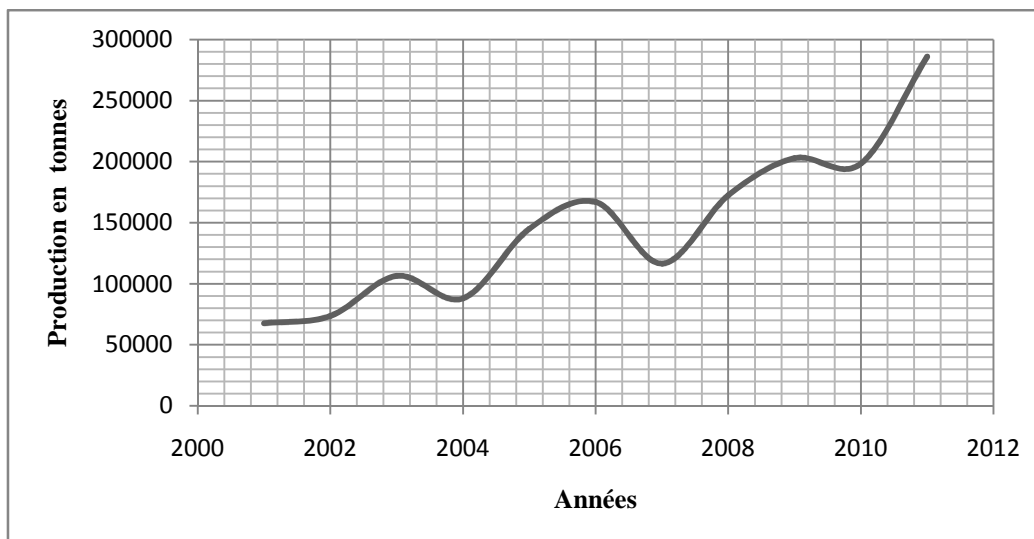


Figure 01. Evolution de la production des abricots en Algérie entre les années 2001 et 2011 (FAO, 2014)

1.3. Débouchés des abricots

Les abricots ont une saison de récolte courte et un temps de stockage limité, même dans des conditions appropriées. Pour rendre les abricots disponibles aux consommateurs pendant toute l'année, différentes méthodes de conservation sont appliquées (Coskun et *al.*, 2013). Seulement 15 à 20% de la production mondiale d'abricots est consommée frais, le reste est transformé (Siddiq, 2006). Les principales formes sous lesquelles l'abricot est transformé sont :

- **Abricots séchés :** il s'agit du principal mode de transformation de l'abricot en volumes utilisés, avec près de la moitié de la production mondiale (Lichou et Jay, 2012) ;
- **Confiture et jus ;**
- **Abricots appertisés :** le but de cette transformation est la production d'oreillons ou de cubes pour les macédoines de fruit ; les fruits et morceaux trop irréguliers peuvent être utilisés pour la production de purées ou nectars. Les conserves de fruits appertisés sont composées de fruits ou morceaux de fruits placés dans un liquide de couverture, constitué d'eau éventuellement acidifiée et d'un sirop de sucres (fruits au sirop) ou de jus de fruits. La teneur en sucre du sirop dans le produit fini varie de 14 à 20% (Lichou et Jay, 2012).
- **Abricots surgelés :** les abricots devraient avoir la même maturation, une texture ferme et une faible tendance à brunir avec une peau tendre et lisse. En arrivant à l'usine de transformation, les abricots sont classés et inspectés puis dénoyautés. Ils sont ensuite

traités pour éviter le brunissement avant qu'ils soient congelés, et emballés avec du sirop de sucre (Siddiq, 2006).

- **Fruits sur sucres :** les fruits sur sucres sont des préparations contenant des fruits, conservés par des sucres avec addition de gélifiants et épaississants, et destinés essentiellement à la fabrication de produits lactés, typiquement les yaourts sur lit de fruits. Les fruits sont découpés en cubes et mélangés aux sucres et aux agents de texture, puis le produit subit un traitement thermique qui dépend des contraintes du produit final (Lichou et Jay, 2012).
- **Noyaux :** les noyaux d'abricots trouvent une utilisation en caisserie pour la fabrication de sirop d'orgeat, tandis que leurs coques peuvent être broyées et utilisées en polissage (Lichou et Jay, 2012).

Outre les produits destinés à une commercialisation directe, un volume important correspond à des produits alimentaires intermédiaires, destinés aux industries d'assemblage. Les abricots pourront être utilisés pour la confection de bases de fruits sur sucres pour l'industrie laitière, de glaces et sorbets, de pâtisseries industrielles ou produits de confiserie. L'ensemble de ces transformations peut être réalisé à partir de fruits ayant subi une première transformation (congélation, pulpe, concentré). Ainsi les fruits congelés et pulpes peuvent entrer dans la fabrication de confitures, de produits de pâtisserie ou de confiserie. Les glaces ou sorbets sont réalisés à partir de nectars ou de concentrés, les fruits secs peuvent rentrer dans la confection de céréales pour petits-déjeuners ou barres céréalières (Lichou et Jay, 2012).

1.4. Morphologie et structure de l'abricot

Assez symétrique, l'abricot est constitué de deux oreillons séparés par une suture radiale plus ou moins profonde. Cette dernière s'étend sur la moitié du fruit entre l'attache pédonculaire et l'apex. La surface est régulière ou parfois légèrement bosselée. En fonction de la forme et de l'épaisseur des oreillons, la morphologie peut être arrondie ou oblongue. Les fruits ont également tendance à s'arrondir à l'approche de leur maturité. Le poids moyen varie de moins de 40 g à plus de 90 g (Lichou, 1998).

La couleur de fond de l'épiderme peut être blanc crème (Monique), orange claire (Canino, Polonais), orange (Bergeron) ou d'un orange très intense (Goldrich, Orangered bhart, Harostar). Chez de nombreuses variétés, une surimpression plus ou moins développée généralement rouge apparaît 2 à 3 semaines avant la récolte, selon les variétés et l'exposition

des fruits au soleil. En général, la couleur de la chair est assez proche de la teinte de fond de l'épiderme (Lichou, 1998). La paroi se diversifie en trois structures tissulaires distinctes : l'épiderme (peau), le mésocarpe (chair) et l'endocarpe lignifié (noyau) (Figure 02).

La chair est un parenchyme mou à maturité avec des interstices (ou méats) entre les cellules. Elle est parcourue par un réseau de vaisseaux qui assure l'alimentation en eau et en assimilats. Chez la grande majorité des variétés, le noyau est libre ou faiblement adhérent et, à maturité, il est très nettement séparé de la chair par un espace plus ou moins important. (Lichou, 1998).

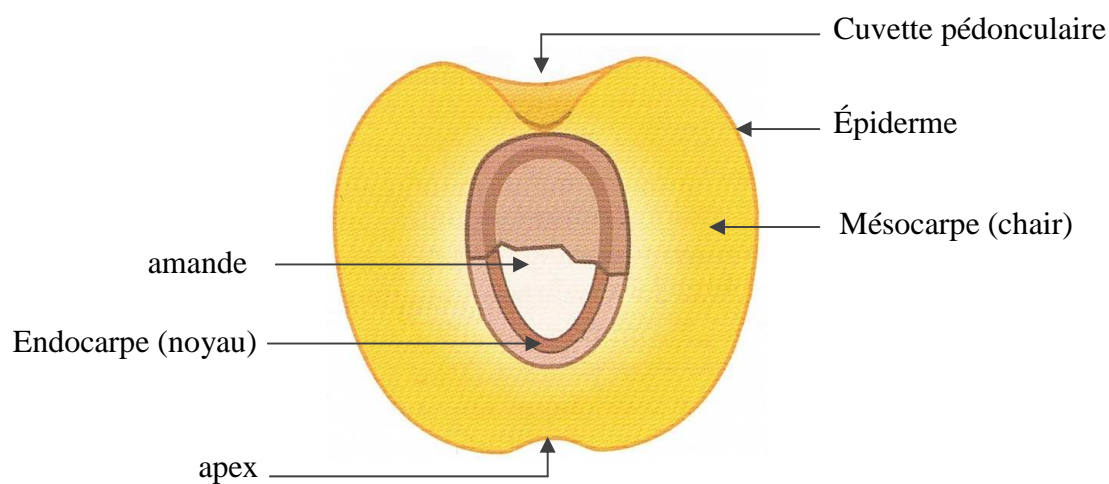


Figure 02. Coupe longitudinale d'un abricot (Lichou et Jay, 2012)

1.5. Composition biochimique de l'abricot

Les abricots, disponibles toute l'année, sous forme frais, congelés, en conserves ou séchés, sont une savoureuse source de nutriments (Siddiq, 2006). A maturité, l'abricot est un fruit dont la chair contient 86 % d'eau. Les principaux constituants du suc vasculaire sont des sucres (Lichou, 1998). La valeur diététique d'une portion comestible d'abricot de 100 g est résumée dans le tableau 1 (ANSES-CIQUAL, 2012).

Tableau 01. Valeur diététique d'une portion de 100g d'abricot (ANSES-CIQUAL, 2012)

Constituant	Unité	Teneur moyenne	Min	Max
Energie	kcal	49,1	-	-
Eau	g	86,1	82,70	91
Protéines	g	0,9	0,40	1,40
Lipides	g	0,207	0,10	0,50
Sucres	g	8,02	6,80	9,24
Fibres	g	1,7	1,30	2,50
Acides organiques	g	1,4	-	-
AG saturés	g	0,0193	0,01	0,02
AG monoinsaturés	g	0,113	0,04	0,17
AG polyinsaturés	g	0,052	0,02	0,07
Sodium	mg	< 2,2	0,60	15
Magnésium	mg	8,67	6,46	14
Phosphore	mg	16,6	11	28
Potassium	mg	237	18	385
Calcium	mg	15,6	6,97	28
Manganèse	mg	0,16	0,05	0,37
Fer	mg	0,32	0,16	0,85
Cuivre	mg	0,066	0,04	0,20
Zinc	mg	0,139	0,04	0,32
Beta-Carotène	mg	1,630	0,615	2,160
Vitamine E	mg	0,61	-	-
Vitamine C	mg	5,45	3,20	14
Vitamine B1 ou Thiamine	mg	0,0267	0,02	0,03
Vitamine B2 ou Riboflavine	mg	0,0367	0,03	0,04
Vitamine B3 ou PP ou Niacine	mg	0,5	0,40	0,60
Vitamine B5 ou Acide pantothénique	mg	0,24	-	-
Vitamine B6	mg	0,0627	0,05	0,08
Vitamine B9 ou Folates totaux	µg	6,2	2	10

- : Données non disponibles

Le saccharose est le sucre principal présent dans les fruits d'abricot (6 à 9% du poids frais). Il représente souvent plus de 80 % des sucres totaux (Lichou, 1998). Plusieurs autres sucres tels que le glucose, le fructose, le maltose, le sorbitol et le raffinose sont également présents (Ledbetter, 2008).

L'acide malique et l'acide citrique sont généralement présents dans les abricots, ils proviennent essentiellement du métabolisme des sucres dans le fruit. Les teneurs finales peuvent varier de moins de 10 à plus de 40 meq/100 g et le rapport malate/citrate est de 0,2 (Lichou, 1998).

L'arôme d'abricot naturel est complexe, et le profil des constituants volatils est composé de plus de 80 composés volatils de différentes classes de produits chimiques. Une grande variété d'hydrocarbures, cétones, alcools, aldéhydes, esters et lactones a été identifiée à

la fois. En outre, il n'y a pas de consensus clair du mélange exacte des constituants de l'arôme qui est responsable d'un arôme abricot « typique » (Ledbetter, 2008).

Les fruits d'abricots contiennent également des niveaux élevés de divers composés phytochimiques tels que les vitamines, les caroténoïdes et les polyphénols, qui contribuent de manière significative à leur goût, couleur et valeur nutritive (Roussos et *al.*, 2011).

1.6. Stockage des abricots

Les conditions, la qualité et la durée requises pour le stockage des fruits sont tributaires à la variété et la qualité du fruit. Les conditions couramment utilisées sont une température de -1°C à $+2^{\circ}\text{C}$ et 80 à 90 % d'humidité relative. Une aération efficace est nécessaire pendant le stockage. La circulation d'air est souvent combinée avec une purge pour enlever l'éthylène (Belitz et *al.*, 2009). Les abricots peuvent être bien conservés pour 1 à 2 semaines (ou même 3 à 4 semaines pour certains cultivars) à une température de $-0,5$ à 0°C et une humidité relative entre 90 et 95 %. Les conditions d'entreposage en atmosphère contrôlée de 2 à 3% O_2 et 2 à 3% de CO_2 sont suggérées pour conserver la fermeté et la couleur de fruit. Ainsi, un traitement avant entreposage avec 20% de CO_2 durant 2 jours peut réduire l'incidence de détérioration pendant le transport ultérieur et/ou l'entreposage à l'air (Siddiq, 2006).

Le taux de production d'éthylène augmente considérablement avec la température. Ainsi, le rythme respiratoire à 10°C est le double par rapport à 0°C . Le plus grand risque dans la manutention et le stockage des abricots est la désintégration, principalement due à la pourriture causée par des moisissures, et la production accélérée d'éthylène. Une variété de méthodes et traitements a été étudiée afin de prolonger la durée de vie et de préserver la saveur, la fermeté et autres attributs de la qualité d'abricots. Ces dernières années, l'utilisation de 1-méthylcyclopropène (1-MCP), pour retarder la maturation et prolonger la durée de conservation d'abricots, a donné de bons résultats pour l'inhibition de l'éthylène. De même le traitement avec la putrescine augmente la fermeté des fruits et réduit les changements de couleur, les pertes de poids, l'émission d'éthylène et le taux de respiration (Siddiq, 2006).

2. Les caroténoïdes

2.1. Définition

Les caroténoïdes sont une famille de composés pigmentés synthétisés par les plantes, algues et plusieurs organismes inférieurs, bactéries et champignons. Plus de 600 caroténoïdes ont été identifiés jusqu'à présent (Rodriguez-Amaya, 2003; Shetty et al., 2007). Cependant, seulement environ 40 sont présents dans l'alimentation humaine (Rao et Rao, 2007). Le plus connu et étudié des caroténoïdes est le bêta-carotène (Shetty et al., 2007). Près de 90 % des caroténoïdes du régime alimentaire humain est représenté par l' α -carotène, le β -carotène, le lycopène, la lutéine et la cryptoxanthine (Rao et Rao, 2007).

Les fruits et légumes constituent les principales sources de caroténoïdes dans l'alimentation humaine. Les caroténoïdes sont responsables de leurs couleurs (jaune, orange et rouge). Ils sont considérés comme responsables des propriétés bénéfiques des fruits et des légumes dans la prévention de certaines maladies humaines, y compris les maladies cardiovasculaires, le cancer et autres maladies chroniques. Les caroténoïdes sont une source alimentaire importante de vitamine A ou rétinol (forme active de la vitamine A) (Rao et Rao, 2007). Le β -carotène, l' α -carotène et la β -cryptoxanthine sont les caroténoïdes qui sont convertis en vitamine A dans le corps humain (Sass-Kiss et al., 2005). Les caroténoïdes sont très solubles dans les solvants apolaires, y compris les graisses alimentaires et les huiles, ces composés sont très sensibles à l'oxygène et la lumière (Belitz et al., 2009).

2.2. Biosynthèse des caroténoïdes

La synthèse des caroténoïdes est un processus biologique complexe, qui implique divers systèmes enzymatiques. L'ensemble du processus de biosynthèse peut être séparé en plusieurs étapes principales (Figure 03) (Ladygin, 2000) :

- La synthèse de l'isopentényl diphosphate (IPP) par une décarboxylation de l'acide mévalonique (la voie de l'acétate-mevalonate), ou du glucose par le biais de glyceraldehyde 3-phosphate et du pyruvate (la voie de phosphoglyceraldehyde-pyruvate).
- La formation de geranylgeranyl diphosphate (GGPP) puis une dimérisation de ce dernier pour former le phytoène, qui est le premier composé en C40 précurseur des caroténoïdes, il est issu de la condensation de 8 unités IPP.

- Afin d'obtenir un système de double liaisons conjuguées permettant l'absorption dans le visible, le phytoène va subir plusieurs désaturations (déshydrogénations) successives qui conduisent à la formation des ζ -carotène, neurosporène et lycopène.
- La cyclisation et la formation des ϵ , α et β -carotène : la cyclisation consiste à introduire un cycle à chaque extrémité de la molécule de lycopène. Le cycle introduit peut être de type β , ϵ ou γ selon la position de la double liaison dans le cycle.
- L'hydroxylation et l'époxydation de carotènes et la formation de xanthophylles : dans certains cas, la caroténogénèse s'arrête avec la formation de carotène. Dans d'autres, les carotènes synthétisés subissent une oxygénation aboutissant à la formation de xanthophylles. Ces carotènes qu'ils soient linéaires ou cycliques, donneront ainsi naissance à des xanthophylles linéaires ou cycliques.

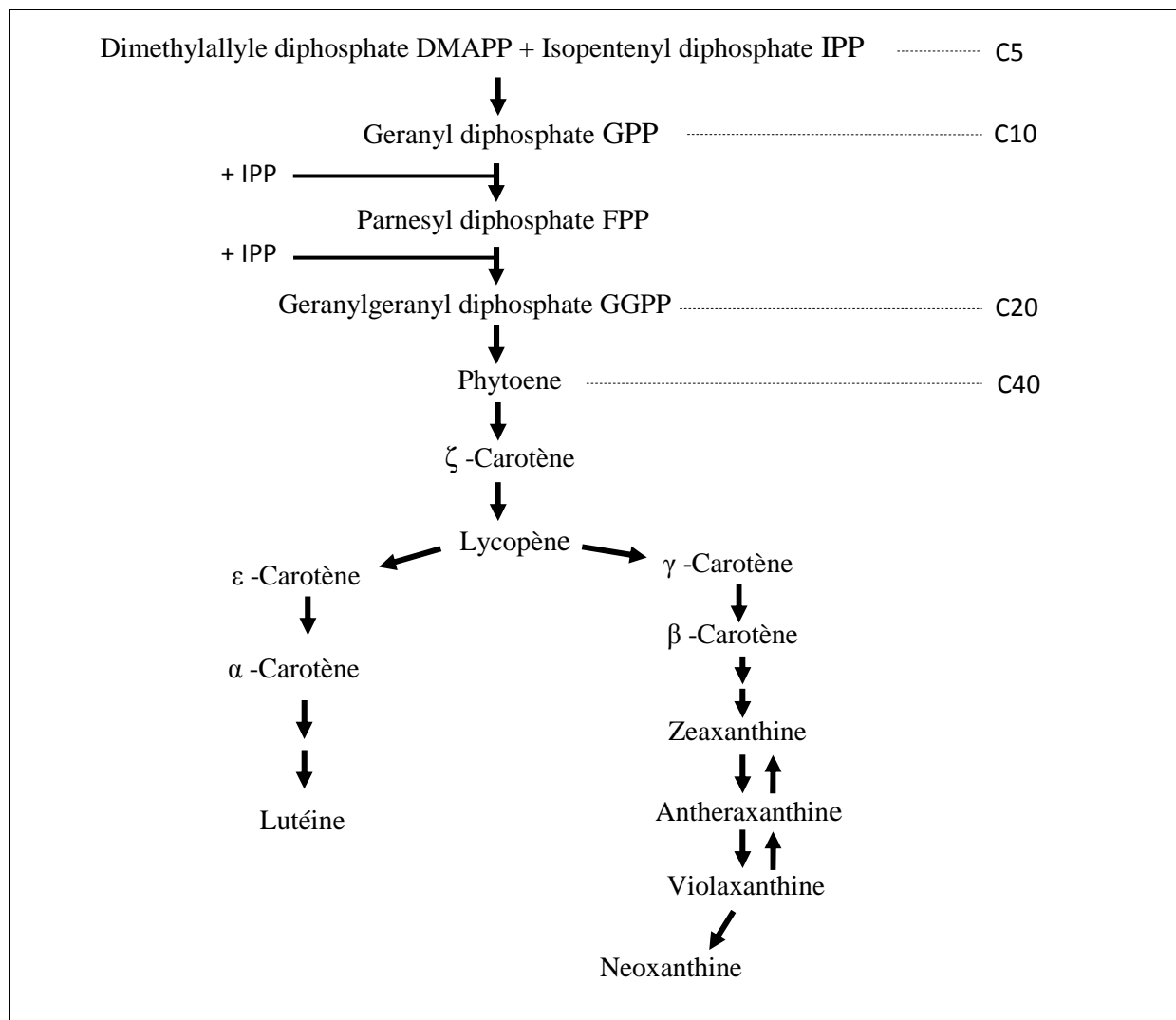


Figure 03. Etapes de la biosynthèse des caroténoïdes (Eaton-Rye *et al.*, 2012)

2.3. Variabilité de la teneur en caroténoïdes

La composition d'abricot en caroténoïdes est influencée par divers facteurs tels que la variété, le degré de maturité à la récolte, le climat, la saison, le site géographique de production, les pratiques culturales et les conditions des traitements et de stockage (Rodriguez-Amaya et *al.*, 2008 ; 2010) .

2.3.1. Facteurs internes

La variété est un facteur important affectant la composition et le contenu des caroténoïdes dans l'abricot (Bauernfeind et *al.*, 1981 ; Rodriguez-Amaya et *al.*, 2010). Les études réalisées par Akin et *al.* (2008) sur 11 variétés d'abricots montrent que la composition en caroténoïdes diffère remarquablement entre les variétés. De même, les travaux de Sass-Kiss et *al.*(2005), Ali et *al.* (2011) et Campell et Padilla-Zakour (2013) révèlent des différences significatives entre les teneurs en caroténoïdes des différentes variétés analysées.

La teneur en caroténoïdes est affectée aussi par le stade végétatif. La maturation des fruits s'accompagne généralement d'une biosynthèse accrue des caroténoïdes, ils augmentent nettement en nombre et en quantité. Les profils des caroténoïdes des abricots récoltés de la région méditerranéenne à trois stades de maturation, ont indiqué une accumulation rapide des caroténoïdes pendant la maturation, leur quantité au stade de maturité commerciale était 10 fois plus qu'au stade immature (Dragovic-Uzelac et *al.*, 2007).

2.3.2. Facteurs externes

2.3.2.1. Facteurs environnementaux

Les facteurs environnementaux exercent un impact important sur la quantité des caroténoïdes dans les fruits. En général, une température élevée et une grande exposition au soleil peuvent, dans certains cas, augmenter la biosynthèse des caroténoïdes comme ils peuvent aussi favoriser leur photodégradation (Tanumihardjo, 2013). Les fruits cultivés dans les régions chaudes contiennent des concentrations de caroténoïdes nettement supérieures à ceux cultivés dans les climats tempérés (Rodriguez-Amaya et *al.*, 2008). Dragovic-Uzelac et *al.* (2007) ont constaté que les teneurs de tous les caroténoïdes étaient plus élevées dans les abricots cultivés dans la région méditerranéenne que dans ceux cultivés dans la région continentale. Ainsi au sein de la même variété, le niveau de bêta-carotène est significativement différent entre les différentes régions géographiques (Munzuroglu et *al.*, 2003).

2.3.2.2. Effets des procédés technologiques

Les caroténoïdes sont généralement plus stables dans les fruits que lorsqu'ils sont isolés, en raison de l'effet protecteur des conditions spéciales au sein des tissus. Toute perturbation des tissus, qui peut se produire lors des différents traitements, peut diminuer cette protection, laissant les caroténoïdes exposés aux facteurs néfastes et susceptibles de changer leur composition (Britton et Khachik, 2009). Les conséquences pratiques étant la perte de la couleur et l'activité biologique, et la formation de composés volatils qui donnent une saveur désirable ou indésirable dans certains aliments (Rodriguez-Amaya, 2001). Les principaux changements qui causent des altérations et des pertes de la composition des caroténoïdes dans les aliments au cours de la transformation et la cuisson sont l'oxydation et l'isomérisation géométrique (Rodriguez-Amaya et *al.*, 2008 ; Britton et Khachik, 2009).

L'oxydation, enzymatique ou non enzymatique, est la principale cause de destruction des caroténoïdes, elle dépend de la disponibilité de l'oxygène et la structure du caroténoïde. Elle est stimulée par la lumière, la chaleur, les métaux, les enzymes, les peroxydes et elle est inhibée par les antioxydants. Cette oxydation se produit avant le traitement thermique, pendant l'épluchage, le découpage, la réduction en pulpe ou jus. L'oxydation non enzymatique peut être perçue dans les aliments cuits et transformés (Rodriguez-Amaya et *al.*, 2003 ; 2008).

Dans l'oxydation enzymatique, la rupture principale est attribuée aux enzymes de la lipoxigénase. L'oxydation des acides gras insaturés par ces enzymes peut être accompagnée d'une destruction oxydative des caroténoïdes. Dans les tissus végétaux sains frais, la lipoxigénase et les caroténoïdes sont dans des lieux différents, seulement lorsque les tissus sont perturbés mécaniquement ou que les tissus se décomposent naturellement l'enzyme peut venir en contact avec son substrat. Le β -carotène est généralement le plus sensible (Britton et Khachik, 2009).

Dans l'oxydation non enzymatique, l'exposition à l'oxygène de l'air pendant le séchage et le traitement aboutit à la génération des peroxydes et des radicaux libres oxydants et peut provoquer des pertes graves des caroténoïdes (Britton et Khachik, 2009).

L'isomérisation géométrique est favorisée par un traitement thermique et l'exposition à la lumière et elle peut également résulter d'une exposition aux acides. Une augmentation de la proportion d'isomères Z peut modifier l'activité biologique. L'isomérisation de la double liaison $\Delta 13$, qui a la plus faible énergie d'activation, résulte la formation facile de l'isomère 13Z (Britton et Khachik, 2009).

2.3.2.3. Effet des traitements mécaniques

Lorsque les fruits sont coupés, hachés, déchiquetés cela augmente l'exposition à l'oxygène et peut éliminer les obstacles physiques qui normalement écartent les caroténoïdes des enzymes oxydants telle que la lipoxygénase. Le principal risque de dégradation oxydative catalysée par ces enzymes se produit pendant le tranchage, le hachage du matériel végétal frais, ou dans les premiers jours de stockage des aliments peu transformés (Canene-Adams et Erdman, 2009). Le délai entre l'épluchage, le découpage et le traitement doit être maintenu à un minimum de manière à ne pas permettre l'oxydation enzymatique des caroténoïdes, qui peut être un problème plus grave que la décomposition thermique (Rodriguez-Amaya, 2003).

2.3.2.4. Effet des traitements thermiques

2.3.2.4.1. Cuisson, pasteurisation et blanchiment

Les caroténoïdes généralement sont stables à la chaleur en absence d'oxygène. Ils peuvent être chauffés à 150°C, avec seulement de petites pertes. Cette déclaration tient toujours pour de courtes périodes de traitement (Bauernfeind et *al.*, 1981). La perte de caroténoïdes augmente avec le temps de traitement. Les méthodes sévères de cuisson à des températures élevées, conduisent à des grandes pertes (Britton et Khachik, 2009), ainsi la chaleur fournit de l'énergie ce qui favorise l'isomérisation géométrique des caroténoïdes. Des solutions de carotène chauffées au-delà de 60°C subissent des isomérisations cis-trans. (Bauernfeind et *al.*, 1981).

Selon Aczel (1970) cité par Bauernfeind et *al.* (1981), la teneur des caroténoïdes totaux dans le procédé compote d'abricots a régressé de 85 % de sa valeur initiale, et la teneur en β -carotène de 74 % de sa valeur initiale. Cette réduction était principalement liée à la pasteurisation. Les travaux de Hyoung et Coates (2003), sur le jus d'orange pasteurisé à 90°C pendant 30 secondes, montrent que la pasteurisation réduit significativement la concentration de violaxanthine, luteoxanthine, cis-violaxanthin, anthéroxanthine et néoxanthine (Sandhu et Minhas, 2006).

Toutefois, le traitement thermique court (blanchiment) des produits riches en caroténoïdes peut réduire la dégradation des caroténoïdes en raison de l'inactivation des enzymes d'oxydation, et empêche ainsi des grandes pertes plus tard (Bauernfeind et *al.*, 1981; Britton et Khachik, 2009). De même, le fait de raccourcir le délai du traitement thermique réduit la présence de l'oxygène à un minimum et l'ajout d'antioxydants entraîne un minimum de pertes en caroténoïdes (Gross, 1991).

2.3.2.4.2. Séchage

Les méthodes de séchage influencent le taux des caroténoïdes d'abricots (Bauernfeind et *al.*, 1981). Le Séchage au soleil est une méthode traditionnelle facile de conservation des aliments dans les régions pauvres, mais l'exposition à l'air et à la lumière du soleil conduit particulièrement à la destruction des caroténoïdes (Britton et Khachik, 2009). La perte de carotène dépend plus de la quantité d'oxygène présente que de la température de séchage (Bauernfeind et *al.*, 1981). Karabulut et *al.* (2007) ont noté une différence significative entre la teneur en β -carotène des abricots frais et des abricots séchés à différentes températures (50, 60, 70, et 80°C). Fratianni et *al.* (2013) ont constaté, en plus de la dégradation des caroténoïdes au cours du séchage d'abricot à l'air chaud à 70°C, une diminution d'environ 50 % à la fin du séchage.

2.3.2.4.3. Congélation

La congélation généralement ne cause pas de dégradation. Les aliments surgelés et emballés présentent une excellente stabilité des caroténoïdes tout au long de leur durée de vie normale. Selon Bauernfeind et *al.* (1981), les caroténoïdes ajoutés aux produits alimentaires et stockés à l'état congelé sont assez stables physiquement et chimiquement. Toutefois dans les aliments congelés sans prétraitement protecteur, la concentration totale de caroténoïdes diminue. La congélation pourrait affecter la structure et la concentration des caroténoïdes selon le type de fruit et les conditions de traitement (température, temps, lumière, oxygène, etc.). Les dommages mécaniques (cristaux de glace et remplissage vasculaire) provoqués par le processus de congélation peuvent désintégrer la membrane fragile des chloroplastes et des chromoplastes, libérant les caroténoïdes et facilitant leur dégradation oxydante ou enzymatique (De Ancos et *al.*, 2006).

2.3.2.5. Effet de stockage

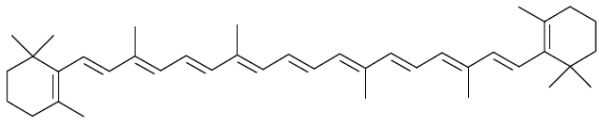
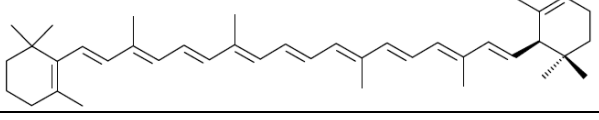
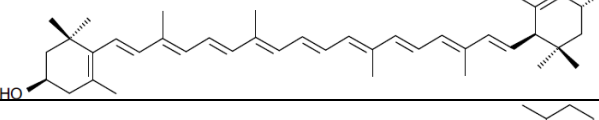
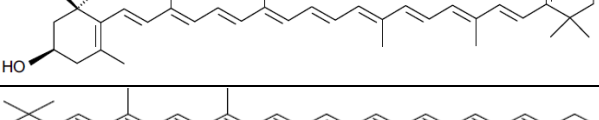
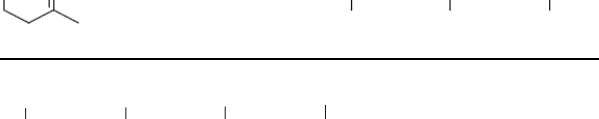
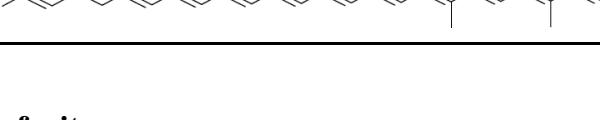
Les conditions rencontrées pendant le stockage peuvent entraîner une plus grande exposition à l'air, et donc provoquer des pertes plus importantes que sont causés par la cuisson (Britton et Khachik, 2009). Les caroténoïdes, dans les aliments frais en général, tendent à se détériorer pendant le stockage. Les conditions de stockage sont importantes dans le contrôle de la stabilité des caroténoïdes pour les produits alimentaires frais et finis. Les caroténoïdes sont très sensibles à l'exposition prolongée à l'air et à la lumière et aux différentes températures de stockage après la récolte (Bauernfeind et *al.*, 1981). Des pertes en caroténoïdes de l'ordre de 11% ont été constatées entre le jus d'orange analysé juste après traitement et celui analysé après 40 jours de stockage à 4°C (Plaza et *al.*, 2011). Les pertes ont été plus grande (42%) pour les abricots conservés et stockés pendant 6 mois à 20°C après traitement (Campbell et Padilla-Zakour, 2013).

2.4. Caroténoïdes de l'abricot

2.4.1. Teneur et nature des caroténoïdes de l'abricot

Les abricots sont considérés comme une source riche de caroténoïdes, notamment le β -carotène, qui représente plus de 50% des caroténoïdes totaux (Dragovic-Uzelac et *al.*, 2007 ; Hussain et *al.*, 2013). En plus du β -carotène, l'abricot et ses produits contiennent des quantités plus petites de zeaxantine, β -cryptoxanthine, lycopène, α -carotène, γ -carotène, ζ -carotène et de lutéine (tableau 02) (Sass-Kiss et *al.*, 2005 ; Dragovic-Uzelac et *al.*, 2007). La distribution des principaux caroténoïdes est environ 60% β -carotène, 5% γ -carotène, 4% β -cryptoxanthine, 5% de lycopène et 2% de lutéine (Bauernfeind et *al.*, 1981). Les résultats d'une étude réalisée par HPLC, sur trente variétés d'abricots par Ruiz et *al.* (2006) afin de connaître la composition en caroténoïdes, a montré que la teneur en caroténoïdes totale varie entre 1,5 et 16,5 mg/100 g de matière fraîche ; le β -carotène est le pigment principal suivi par le β -cryptoxanthine et le γ -carotène. De même, Akin et *al.* (2008) ont constaté que la teneur en caroténoïdes de 11 variétés d'abricots varie entre 14,83–91,89 mg / 100 g de matière sèche.

Tableau 02. Structure des principaux caroténoïdes d'abricot (Britton *et al.*, 2008)

Composé	Structure
β -Carotène	
α -Carotène	
Lutéine	
β -Cryptoxanthine	
γ -Carotène	
Lycopène	

2.4.2. Localisation dans le fruit

Dans les fruits mûrs, les caroténoïdes sont situés dans les chromoplastes. Les caroténoïdes ne sont pas répartis uniformément dans le fruit lui-même. Plusieurs chercheurs, trouvent que les caroténoïdes se concentrent habituellement plus dans la peau que dans la chair de fruits. Une exception pour le lycopène, il se trouve que dans certaines variétés, il est concentré dans la chair plus que dans la peau (Rodriguez-Amaya, 2001; 2003).

Campbell et Padilla-Zakour (2013) ont comparé la quantité des caroténoïdes dans des abricots épluchés et autres non épluchés, les résultats montrent que la quantité des caroténoïdes dans les fruits non épluchés était supérieure à ceux épluchés.

3. Les polyphénols

3.1. Généralités

Les polyphénols sont le plus grand groupe de composés phytochimiques (Tsao, 2010). Plus de 8 000 composés phénoliques ont été identifiés dans les feuilles, fruits, fleurs, graines et écorces de plantes, dont les poids moléculaires allant de 100 Da pour les composés phénoliques simples à 30 000 Da pour les polymères complexes (Cirillo et Lemma, 2012). Certains sont solubles dans les solvants organiques, certains sont solubles dans l'eau et d'autres sont des polymères insolubles. En accord avec leur diversité chimique, les composés phénoliques jouent divers rôles dans la plante. Beaucoup sont des composés de défense contre les herbivores et les agents pathogènes. D'autres fonctionnent comme un support mécanique (Taiz et Zeiger, 2002). Les fruits, légumes, grains entiers et autres types d'aliments et de boissons comme le thé, le chocolat et le vin sont des sources riches en polyphénols (Tsao, 2010).

Les composés phénoliques ont un ou plusieurs groupes hydroxyles reliés directement à un cycle aromatique. Le phénol (Figure 04) est la structure sur laquelle repose l'ensemble du groupe. Le noyau aromatique est dans ce cas le benzène. On les trouve habituellement comme des esters ou des glycosides plutôt que des composés libres (Vermerris et Nicholson, 2006).



Figure 04. Structure de phénol (Taiz et Zeiger, 2002)

3.2. Grandes classes des polyphénols

Le terme « composés phénoliques » couvre un groupe très vaste et diversifié de composés chimiques. Ces composés peuvent être classés dans un certain nombre de façons. Harborne et Simmonds (1964) cité par Vermerris et Nicholson (2006) ont classé ces composés en groupes selon le nombre d'atomes de carbone dans la molécule (Annexe 01). Les composés phénoliques communément trouvées sont présentés selon la classification proposée par Cirillo et Lemma (2012).

3.2.1. Composés phénoliques simples

Ce sont des composés d'un seul anneau phénolique, ils servent de précurseurs biosynthétiques de polyphénols et leurs polymères (Cirillo et Lemma, 2012). Parmi les composés phénoliques simples figurent les acides phénoliques. Ces derniers sont des dérivés de phénylalanine, ils représentent environ un tiers de notre consommation totale de composés phénoliques. Deux grandes catégories d'acides phénoliques ont été reconnues; les dérivés de l'acide benzoïque et les dérivés de l'acide cinnamique. La teneur en acides hydroxybenzoïques dans les plantes comestibles est généralement très faible (De Meester et Waston, 2008). L'acide gallique est l'hydroxybenzoate le plus courant, qui se produit sous forme libre et constitue les autres composés phénoliques tels que les gallotannins. Les acides hydroxycinnamiques se produisent dans nombreux fruits, légumes, thé, vin et café. Les acides chlorogéniques, des esters de l'acide caféique et l'acide quinique, sont les constituants phénoliques prédominants dans le régime alimentaire pour beaucoup d'individus (Cirillo et Lemma, 2012).

3.2.2. Stilbènes

Les stilbènes sont des composés phénoliques naturels, ils ont été isolés et identifiés dans 25 familles de plantes différentes (Mérillon et Ramawat, 2012). Ils sont générés par la voie des phénylpropanoïdes par un nombre limité d'espèces de plantes (Cirillo et Lemma, 2012). Le raisin et le vin sont considérés comme les principales sources alimentaires de ces substances. En raison de leurs activités antioxydante, anticancérigène et antimutagène, les stilbènes sont censés jouer un rôle important dans l'alimentation humaine (Moreno-Arribas et Polo, 2009). Le resvératrol a été le premier stilbène identifié et le plus étudié (Mérillon et Ramawat, 2012). Le *trans*-resvératrol et le *trans*- δ -viniferin sont deux stilbènes produits par le raisin en réponse aux infections fongiques (Moreno-Arribas et Polo, 2009).

3.2.3. Flavonoïdes

Les flavonoïdes constituent un groupe de plus de 6 000 composés naturels (Ghedira, 2005). Ils sont des composés qui contiennent 15 atomes de carbone disposés en deux noyaux aromatiques reliés par un pont de trois carbone (Taiz et Zeiger, 2002) qui ont la structure C6-C3-C6 (Vermerris et Nicholson, 2006). Caractérisés par le noyau de flavan (1-phényl-2, 4-benzopyrone), ces composés servent de nombreux rôles dans les plantes, y compris l'attraction des pollinisateurs, la régulation de la croissance, l'homéostasie photosynthétique et respiratoire et la défense chimique. Les flavonoïdes sont parmi les plus puissants antioxydants

alimentaires (Cirillo et Lemma, 2012). Ils sont rencontrés dans les fruits, les légumes et les boissons tels que le thé et le café (Ghedira, 2005).

3.2.4. Lignine

La lignine est un polymère phénolique. C'est le deuxième bio-polymère le plus abondant sur terre (après la cellulose), il joue un rôle important dans le soutien structurel des plantes. Son hydrophobicité facilite également le transport de l'eau à travers le tissu vasculaire. Sa complexité chimique et le manque de régularité dans sa structure rendent la lignine parfaitement adaptée comme une barrière physique contre les insectes et les champignons (Vermerris et Nicholson, 2006). La structure précise de la lignine n'est pas connue car il est difficile de l'extraire des plantes, où elle est liée par covalence à la cellulose et autres polysaccharides de la paroi cellulaire (Taiz et Zeiger, 2002).

3.2.5. Tanins

C'est un groupe de composés avec une grande diversité de structure, qui partagent la capacité de lier et de précipiter les protéines (Vermerris et Nicholson, 2006). Avec des poids moléculaires de 500 à 3000 Da (Cirillo et Lemma, 2012). Les tanins sont abondants chez de nombreuses espèces de plantes, ils peuvent être présents dans les feuilles, écorces et fruits et sont censés protéger la plante (Vermerris et Nicholson, 2006). Ils sont des toxines générales qui réduisent considérablement la croissance et la survie de nombreux herbivores lorsqu'ils sont ajoutés à leur alimentation. Les fruits verts, par exemple, ont souvent des niveaux de tanins très élevés, qui peuvent être concentrés dans les couches de cellules externes (Taiz et Zeiger, 2002). Les tanins peuvent être classés en trois groupes : les tanins condensés, les tanins hydrolysables et les tanins complexes (Vermerris et Nicholson, 2006).

3.3. Biosynthèse des polyphénols

Les composés phénoliques sont biosynthétisés par plusieurs itinéraires différents et constituent un groupe hétérogène. D'un point de vue métabolique, deux voies de base sont impliquées : la voie de l'acide shikimique et la voie de l'acide malonique (Figure 05). La voie de l'acide shikimique participe à la biosynthèse de la plupart des phytophénols. La voie de l'acide malonique est une source importante de produits phénoliques des champignons et des bactéries, est d'une importance moindre chez les plantes supérieures (Taiz et Zeiger, 2002).

La voie de l'acide shikimique convertit les précurseurs d'hydrate de carbone simples dérivés de la glycolyse et la voie des pentoses phosphate aux acides aminés aromatiques (Taiz et Zeiger, 2002).

Les classes les plus abondantes des composés phénoliques secondaires chez les plantes sont dérivées de la phénylalanine par élimination d'une molécule d'ammoniac pour former de l'acide cinnamique. Cette réaction est catalysée par la phénylalanine ammonia-lyase (PAL). C'est une enzyme clé de la voie des phénylpropanoïdes qui catalyse la conversion de la phénylalanine en cinnamate, qui mène aux structures C6–C3 (Tsao, 2010). Cette enzyme est située à un point de branchement entre le métabolisme primaire et secondaire, donc la réaction catalysée est une étape réglementaire importante dans la formation de nombreux composés phénoliques (Taiz et Zeiger, 2002).

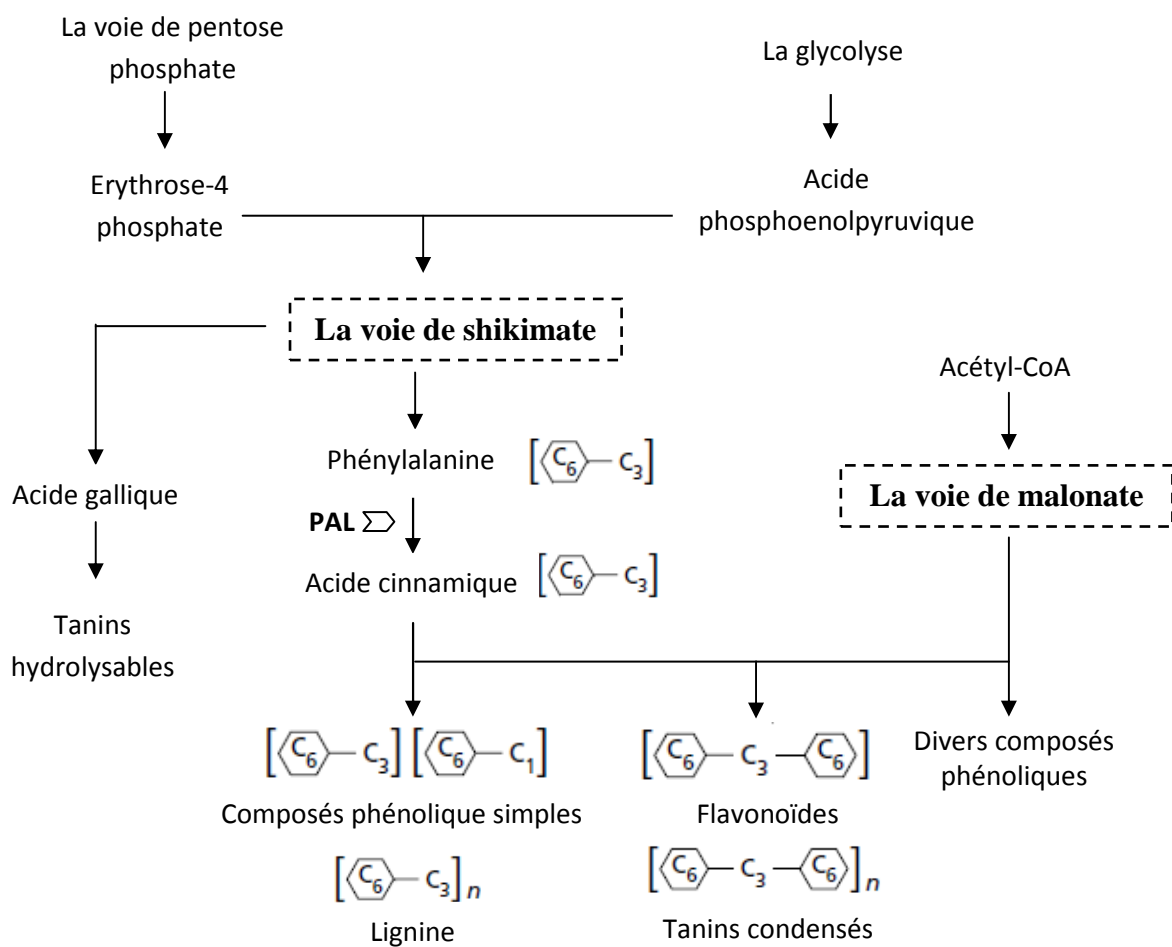


Figure 05. Voies de la biosynthèse des composés phénoliques dans la plante (Taiz et Zeiger, 2002)

3.4. Variabilité de la teneur en polyphénols

La concentration des différents polyphénols dans les fruits dépend de nombreux facteurs comme les conditions de croissance, l'espèce, la phase de maturation au moment de la récolte, la durée et la température de conservation; tous sont importants pour déterminer la composition finale des polyphénols dans les fruits (De Meester et Watson, 2008).

3.4.1. Facteurs internes

La variété et l'état de maturité sont les deux principaux facteurs internes conditionnant la teneur en polyphénols du fruit (Macheix et *al.*, 1990).

3.4.1.1. Variété

La variété est en effet un facteur très important parmi les facteurs conditionnant l'apport en polyphénols de l'abricot. Toutes les études qui ont comparé les profils polyphénoliques des différentes variétés d'abricots ont montré peu de différence qualitative, mais une différence quantitative remarquable (Akin et *al.*, 2008 ; Madrau et *al.*, 2009 ; Ali et *al.*, 2011; Korekar et *al.*, 2011 ; Roussos et *al.*, 2011). Ainsi Leccese et *al.* (2012) ont constaté que l'apport des polyphénols de la variété Harcot (158 mg GAE/100 g MF) est sept fois plus que la variété Canino.

3.4.1.2. Degré de maturité

Le degré de maturité affecte considérablement les concentrations et les proportions des divers polyphénols (Macheix et *al.*, 1990). En général, les concentrations des acides phénoliques diminuent au cours du mûrissement, tandis que les concentrations des anthocyanes augmentent (De Meester et Watson, 2008 ; Bureau et *al.*, 2009). Dragovic-Uzelac et *al.* (2007) ont montré que les abricots immatures possèdent une teneur plus élevée de polyphénols que les abricots semi-matures et matures.

Les études de Garcia-Viguera et *al.* (1994) sur la rutine, l'acide chlorogénique et la kaempferol-3-rutinoside au cours de la maturation de trois variétés d'abricots révèlent que la concentration de ces composés change selon le stade de maturation. Ce changement n'est pas systématique car il se manifeste par une augmentation dans une variété et par une diminution dans une autre.

3.4.2. Facteurs externes

3.4.2.1. Facteurs environnementaux

Les facteurs environnementaux ont un effet majeur sur la teneur en polyphénols. Ces facteurs peuvent être pédoclimatiques (type de sol, ensoleillement, pluviométrie, etc.) ou agronomiques (culture en serres ou champs, culture biologique, culture hydroponique, etc.). L'exposition à la lumière a un effet considérable sur la plupart des flavonoïdes (Macheix et *al.*, 1990). Reilly (2013) a rapporté que les fruits et légumes cultivés en plein soleil contiennent des niveaux plus élevés de flavonoïdes. Il a examiné l'effet des conditions climatiques sur la teneur en flavonoïdes dans deux variétés d'oignon, il a constaté que la teneur en flavonoïdes variée considérablement entre les années dont les niveaux les plus élevés ont été observés dans les années chaudes et sèches. Selon Manach et *al.* (2004), les acides phénoliques sont impliqués dans la réponse des plantes aux stress, ils contribuent à la réparation par la lignification de zones endommagées.

3.4.2.2. Effet des procédés technologiques

Les polyphénols sont des espèces très instables qui subissent de nombreuses réactions au cours de la transformation et le stockage des aliments. Ces changements ont des effets importants sur la qualité des aliments (Cheynier, 2005).

Les réactions faisant intervenir des polyphénols dans la transformation des aliments et le stockage incluent des procédés biochimiques et chimiques. Le processus biochimique le plus important est l'oxydation enzymatique, qui commence dès que l'intégrité de la cellule est cassée, l'enzyme principale est la polyphénoloxydase (Cheynier, 2005). L'oxydation des composés phénoliques alimentaires peut-être également catalysée par d'autres types d'enzymes, telles que des estérases, glycosidases, décarboxylases et peroxydases (Cheynier, 2005 ; Shahidi et Naczk, 2006).

La polyphénoloxydase (PPO) est un terme qui rassemble le groupe d'enzymes qui catalysent la réaction de brunissement enzymatique pour produire une coloration brune sur les surfaces de fruits minimalement transformés (Dris et Jain, 2004). Elle est principalement responsable de la détérioration car elle catalyse l'oxydation des phénols en quinones très actifs. Par la suite, ces quinones peuvent réagir avec les protéines. Ces réactions peuvent provoquer des changements dans les caractéristiques physiques, chimiques et nutritionnelles des aliments (Shahidi et Naczk, 2006).

Les fruits contiennent une grande variété de composés phénoliques, cependant, seulement une petite partie de ces composés servent comme substrats des PPO (catéchines, esters de l'acide cinnamique, 3, 4-dihydroxy phénylalanine et tyrosine) (Dris et Jain, 2004). Le taux de réaction de brunissement enzymatique dépend de la nature et la teneur en composés phénoliques, l'activité des enzymes présents dans les aliments, la présence des ions métalliques, le pH et la température. La réaction de brunissement enzymatique peut être contrôlée en inactivant ou inhibant les oxydases de phénol par l'exclusion de l'oxygène ou par application de chaleur pendant une période de temps suffisante (Shahidi et Naczk, 2006).

3.4.2.3. Effet des traitements mécaniques

Les opérations mécaniques tels que le pelage, le taillage, l'hachage, le concassage, le broyage, le tranchage et le décorticage, etc., affectent également la teneur en polyphénols des fruits (Manach et *al.*, 2004 ; Martin-Belloso et *al.*, 2006 ; Shahidi et Naczk, 2006 ; Petre, 2012). Ces traitements influent le contenu, l'activité et la disponibilité de composés phénoliques (Petre, 2012). Les polyphénols sont responsables de phénomènes de décoloration et de brunissement (Martin-Belloso et *al.*, 2006). L'altération des tissus conduit à une dégradation oxydative des polyphénols à la suite de décroissement cellulaire et les contacts entre la polyphénoloxydase cytoplasmique et les substrats phénoliques présents dans les vacuoles. Les polyphénols sont alors transformés en pigments bruns qui sont polymérisés à différents degrés. Ce processus indésirable peut se produire, par exemple, pendant le processus de fabrication de confiture ou de compote de fruits. À l'inverse, les opérations de macération facilitent la diffusion des polyphénols dans le jus. Cependant l'épluchage des fruits peut éliminer une partie importante de polyphénols, car ces substances sont souvent présentes dans des concentrations plus élevées dans les parties extérieures que dans les parties intérieures (Manach et *al.*, 2004).

3.4.2.4. Effet des traitements thermiques

Les procédés thermiques ont une grande influence sur la disponibilité des polyphénols des aliments. Différentes méthodes ont été étudiées et les données sont parfois contradictoires (Mehinagic et *al.*, 2011).

3.4.2.4.1. Cuisson, pasteurisation et blanchiment

La plupart des procédés thermiques conduisent à une dégradation des composés phénoliques (Petre, 2012). La cuisson peut avoir un effet majeur sur la composition et la teneur en polyphénols. Les oignons et tomates perdent entre 75% et 80% de leur teneur en

quercétine initiale après ébullition pendant 15 minutes. Les pommes de terre perdent 65% après une cuisson dans un four à micro-ondes et 30% après friture (Manach et al., 2004). Les températures supérieures à 100°C peuvent causer la dégradation de la majeure partie des anthocyanes (Richardson et Finley, 1985). Les traitements thermiques appliqués pendant la production de confiture causent une diminution significative des polyphénols (Igual et al., 2013). Klopotek et al. (2005) montrent que, lors de la transformation des fraises en jus, la pasteurisation à 85°C pendant 5 minutes entraîne une perte de 30% des polyphénols.

Dans certains cas, l'effet est positif, Colin-Henrion (2008) a étudié l'impact de la transformation des pommes en compote, étape par étape. Ainsi, lors de la cuisson des fruits à 85°C durant 15 min, une augmentation moyenne de 50% de la teneur en polyphénols est observée. De plus le chauffage des fruits ; cerises, nectarines, abricots, pêches, prunes, carottes et poivrons rouges à 98°C pour 10 min entraîne une augmentation de la teneur de anthocyanes par rapport aux produits frais. Leong et Oey (2012) ont examiné les effets du traitement thermique à courte durée (110°C / 8 secondes) sur les enzymes et les composés phénoliques de nectar d'abricots. Les résultats montrent que le traitement conduit à l'inactivation complète des enzymes (polyphénol oxydase et peroxydase), ainsi qu'une augmentation significative de la teneur des composés phénoliques (Huang et al., 2013). De même, les travaux d'Acosta-Estrada et al. (2014) montrent l'effet de cuisson dans la libération de composés phénoliques. Selon ces auteurs, cet accroissement serait dû à une libération des composés phénoliques initialement associés aux parois des cellules, induite par le chauffage et donc liée à la dégradation de ces parois.

3.4.2.4.2. Séchage

Le séchage est un procédé de préservation couramment utilisé pour prolonger et préserver la durée de conservation des produits. Cependant, des températures élevées appliquées pendant le séchage peuvent entraîner une dégradation et changer la bioactivité des composés thermiquement sensibles (Heras-Ramírez et al., 2012). Madrau et al. (2009) ont évalué l'effet du séchage à différentes températures sur la teneur en polyphénols des abricots. Le séchage a entraîné une réduction significative des composés phénoliques. Cette réduction dépend de la méthode de séchage. Le séchage à l'air chaud conduit à des pertes moindres par rapport au séchage au soleil. La dégradation thermique de ces composés a été réduite en croissant la température et en réduisant les temps de séchage. Heras-Ramírez et al. (2012) également ont évoqué les mêmes résultats pour la pomme séchée.

3.4.2.4.3. Congélation

La congélation est une bonne méthode pour préserver les composés phénoliques pour le stockage à longue durée, le processus ne modifie pas la teneur totale en composés phénoliques. Bien que la congélation peut produire une légère diminution de la teneur en acide ellagique, en raison de l'activité de l'enzyme PPO (De Ancos et *al.*, 2006). L'effet de la congélation à -20°C sur les anthocyanes d'abricot et autres fruits a été évalué par Leong et Oey (2012), une légère augmentation a été observée. En effet, la congélation améliore la libération des anthocyanes liées à la membrane et entraîne une augmentation de teneur après traitement par rapport aux produits frais. La congélation peut perturber la membrane cellulaire, aboutissant à la libération de composés phénoliques, ce qui implique une bioaccessibilité supérieure. Toutefois, la décongélation, peut causer une décoloration et un brunissement non désirés dans les fruits (Shahidi et Naczk, 2006).

3.4.2.5. Effet de stockage

Le stockage peut aussi influencer la teneur en polyphénols qui sont facilement oxydés. Les réactions d'oxydation entraînent la formation de substances plus ou moins polymérisées, qui conduisent à des changements dans la qualité des aliments (Manach et *al.*, 2004). Cependant le stockage à basse température peut également avoir des effets négatifs et parfois positifs sur les composés phénoliques des fruits. Le stockage conduit à une teneur accrue des anthocyanes dans les fraises, raisins et grenades (Dris et Jain, 2004). Il peut influencer la teneur en polyphénols qui sont facilement oxydés, les réactions d'oxydation entraînent la formation de substances plus ou moins polymérisées, qui conduisent à des changements dans la qualité des aliments, en particulier la couleur et les caractéristiques organoleptiques. En revanche l'entreposage au froid n'affecte pas la teneur en polyphénols dans les pommes, poires et oignons (Manach et *al.*, 2004).

3.5. Activité antioxydante des polyphénols.

Les antioxydants sont considérés comme des composés susceptibles de retarder ou d'empêcher les processus d'autoxydation. Ce sont des substances utilisées pour conserver la nourriture en retardant la détérioration, la rancidité ou la décoloration due à l'oxydation (Shahidi et Naczk, 2006). L'augmentation de la capacité antioxydante du plasma humain est constamment observée dans de nombreuses études sur les heures qui suivent l'ingestion de boissons, fruits et légumes riches en polyphénols. Une étude *in vitro* sur les flavonoïdes du thé a montré qu'ils sont potentiellement des puissants antioxydants, jusqu'à cinq fois plus efficaces que la vitamine C ou la vitamine E (De Meester et Watson, 2008).

Les polyphénols sont des puissants antioxydants qui peuvent agir comme piègeurs de radicaux libres, piègeurs d'oxygène, inactivateurs des peroxydes, chélateurs d'ions métalliques et inhibiteurs d'enzymes pro-oxydatif (Cirillo et Lemma, 2012). Ils peuvent également interférer avec les systèmes de détoxification cellulaire comme la dismutase, la catalase et la glutathion peroxydase (De Meester et Watson, 2008).

3.5.1. Piégeage des radicaux libres

La production des radicaux libres est un processus naturel qui peut se produire avec ou sans l'aide d'enzymes. Ces radicaux deviennent un problème de santé, lorsque les mécanismes de défense ne sont pas capables de les neutraliser. Beaucoup de composés phénoliques agissent comme un antioxydant antiradicalaire. Le potentiel antiradicalaire des composés polyphénoliques dépend de la configuration (nombre et emplacement) des groupes OH libres sur le squelette des polyphénols. Ils fonctionnent par le piégeage des radicaux libres actifs avant qu'ils attaquent les molécules biologiquement essentielles en faisant un don d'hydrogène (réaction 1), ou d'électron suivi d'un transfert de proton (réaction 2) pour donner un composé stable (Cirillo et Lemma, 2012).



3.5.2. Chélation des ions métalliques

En plus de l'élimination des radicaux, les polyphénols sont également connus sous le nom de chélateurs de métaux. La chélation des métaux de transition peut réduire directement la vitesse de la réaction de Fenton, empêchant ainsi l'oxydation causée par les radicaux hydroxyles très réactifs (Tsao, 2010). En particulier, les ions de métalliques Fe^{2+} peuvent catalyser les processus oxydatifs, conduisant à la formation des radicaux hydroxyles. Ces ions décomposent les hydroperoxydes via la réaction de Fenton (réaction 3). Les polyphénols peuvent piéger les métaux et évitent qu'ils prennent part à des réactions générant des radicaux libres ; ces métaux de chélation peuvent réduire efficacement l'oxydation (Cirillo et Lemma, 2012)



3.6. Propriétés organoleptiques des polyphénols

Les composés phénoliques sont des substances naturelles qui jouent un rôle important dans les propriétés sensorielles des fruits et des aliments dérivés de fruits tels que les confitures, jus et conserves (Es-Safi et *al.*, 2003). Les propriétés organoleptiques alimentaires comme la couleur, le goût et l'amertume sont étroitement liées à la composition phénolique.

Parmi les flavonoïdes, les anthocyanes sont responsables de la couleur rose, écarlate, rouge, mauve, bleu et violette des légumes, des fruits et des jus de fruits. D'autres flavonoïdes peuvent contribuer aux couleurs jaunes pâles et ivoire. Les flavones et les flavonols peuvent être responsables de la décoloration des aliments parce qu'ils sont capables de chélater les ions métalliques (Shahidi et Naczk, 2006)

Certaines substances phénoliques présentes dans les aliments peuvent provoquer une sensation de plissement et d'assèchement sur toute la surface de la langue et la muqueuse buccale. Cette sensation est dénommée astringence, elle dépend à la capacité de la substance à précipiter les protéines salivaires (Shahidi et Naczk, 2006). L'astringence des fruits est surtout liée à la présence de tanins condensés (Es-Safi et *al.*, 2003 ; Shahidi et Naczk, 2006). Ainsi, à certaine concentration les acides phénoliques tels que l'acide chlorogénique, l'acide p-coumarique et férulique peuvent contribuer au goût amer des aliments (Singleton et Nobel, 1976 ; Huang et Zayas, 1991).

Les composés phénoliques sont également responsables des altérations habituellement observées au cours de la transformation, du stockage et du vieillissement. Les paramètres sensoriels généralement altérés sont la couleur et le goût. Les composés phénoliques sont des espèces très réactives qui subissent différents types de réactions et sont convertis en une grande variété de produits. Les nouveaux composés forment souvent des propriétés organoleptiques spécifiques, distinctes de celles de leurs précurseurs (Es-Safi et *al.*, 2003).

3.7. Polyphénols de l'abricot

3.7.1. Principales classes de polyphénols de l'abricot

L'abricot est une bonne source de composés phénoliques, la quantité des polyphénols totaux dans l'abricot varie entre 0,22 et 1,58 mg GAE g MF⁻¹ (Leccese et *al.*, 2012), 0,41 à 1.70 mg GAE g MF⁻¹ (Sochor et *al.*, 2010). Les principaux composés phénoliques de l'abricot sont l'acide chlorogénique, l'acide neochlorogénique, la catéchine, l'épicatéchine, la rutine (quercétine-3-rutinoside) et les procyanidines (Dragovic-Uzelac et *al.*, 2007; Akin et *al.*, 2008 ; Erdogan-orthan et Kartal, 2011; Igual et *al.*, 2012). Ces composés et autres composés

phénoliques de l'abricot appartiennent à trois groupes principaux : les acides phénoliques, les flavonoïdes et les tanins.

3.7.1.1. Acides phénoliques

Les acides hydroxycinnamiques et leurs dérivés sont les plus abondants dans l'abricot. L'acide chlorogénique (Annexe 02) est l'acide phénolique prédominant dans l'abricot, suivi par l'acide neochlorogénique (Garcia-viguera et *al.*, 1994 ; Dragovic-Uzelac et *al.*, 2007). Les acides p- coumarique, caféique, férulique (Annexe 02) et ellagique ont été également trouvés dans l'abricot (Dragovic-Uzelac et *al.*, 2007 ; Hussain et *al.*, 2013). Parmi les acides hydroxybenzoïques identifiés dans l'abricot, il existe l'acide gallique, l' α -resorcylique, l'haemovoratique, le β -resorcylique et le p-hydroxybenzoïque (Hussain et *al.*, 2013). Les concentrations des principaux acides phénoliques de l'abricot sont enregistrées dans le tableau 03.

Tableau 03. Concentrations de quelques acides phénoliques de l'abricot (Sochor et *al.*, 2010)

Nom du composé	Concentration (mg/100 g MF)
acide chlorogénique	120 – 940
acides p- coumarique	0,4 – 12
acide caféique	0 – 7,3
acide férulique	0,10 – 1,69
acide gallique	0,2 – 6,7

3.7.1.2. Flavonoïdes

La catéchine, l'épicatéchine et la rutine (Annexe 02) sont les flavonoïdes les plus rencontrés dans l'abricot (Dragovic-Uzelac et *al.*, 2007 ; Erdogan-Orthan et Kartal., 2011 ; Igual et *al.*, 2012), avec des concentrations importantes (Tableau 04). Une grande partie des flavonoïdes de l'abricot sont des glucosides et des rutinosides de la quercétine et du kaempférol tels que la quercétine 3-glucoside et le kaempférol 3-rutinoside. Cependant, la quercétine 3-rutinoside (rutine) et le flavonol prédominant (Garcia-viguera et *al.*, 1994 ; Delonga et *al.*, 2005 ; Dragovic-Uzelac et *al.*, 2007). Ainsi Campbell et Padilla-Zakour (2013) ont signalé la présence d'epigallocatechine dans l'abricot. Ce dernier contient également autres flavonoïdes tels que la naringénine, l'apigénine, la lutoline, la vitexine et l'isovitexine mais en plus petites quantités (Hussain et *al.*, 2013).

Tableau 04. Concentrations des principaux flavonoïdes de l'abricot (Sochor et *al.*, 2010)

Composé	Concentration (mg/100g de MF)
Catéchine	2 - 54
Epicatéchine	0,2 - 11
Rutine	2 - 34

Les anthocyanines sont les principaux composants des pigments rouges, bleus et violets de la majorité des pétales de fleurs, fruits et légumes. Ces flavonoïdes existent principalement sous les formes glycosidiques (Tsao, 2010). Trois composés ont été également identifiés dans l'abricot, l'anthocyanine dont le principal est le cyanidine-3-O-rutinoside et deux composés mineurs, la cyanidine-3-O-glucoside et la péonidine-3-O-rutinoside (Bureau et *al.*, 2009).

3.7.1.3. Tanins

Les tanins condensés ou les procyanidines sont les tanins identifiés et les plus rencontrés dans l'abricot. Ce sont des oligomères et polymères de flavan-3-ols (Cirillo et Lemma, 2012). plusieurs études ont confirmé la présence de ces composés dans l'abricot, surtout les procyanidines B1, B2, B3 et B4 (Annexe 02) (Ruiz et *al.*, 2006 ; Akin et *al.*, 2008 ; Erdogan-Orthan et Kartal, 2011). Lattanzio (2003) a rapporté la présence des ellagitanins dans l'abricot. Dragovic-Uzelac et *al.* (2007) ont évalué les teneurs en procyanidines B1, B2 et B3 de l'abricot. Les principaux résultats sont indiqués dans le tableau 05.

Tableau 05. Concentrations des principaux procyanidines de l'abricot (Dragovic-Uzelac et *al.*, 2007)

Composé	Concentration (mg/ 100g de MF)
Procyanidine B1	0,448 – 0,855
Procyanidine B2	0,254 – 0,441
Procyanidine B3	0,186 – 1,127

3.7.2. Localisation dans le fruit

La composition phénolique des abricots a fait l'objet de nombreuses études. La différence de répartition des polyphénols dans le fruit a été très marquée. Ils sont nettement plus abondants dans la peau que dans la chair. Cette répartition varie cependant selon la classe de composés considérés. La majeure partie des flavonoïdes résident dans la peau, celle-ci

contient généralement plus de catéchine, de rutine, des dérivés de quercétine que la chair (Garcia-viguera et *al.*, 1994 ; Campbell et Padilla-Zakour, 2013). La forme la plus abondante des dérivés d'acide hydroxycinnamique dans l'abricot est l'acide chlorogénique. Ce composé se rencontre souvent dans la chair que dans la peau (Garcia-viguera et *al.*, 1994).

Les anthocyanes sont surtout identifiés dans les variétés d'abricots dont la peau possède une certaine coloration rouge. L'accumulation des anthocyanes est maximale dans la peau au stade de maturation. Ces composés sont généralement absents dans la chair du fruit mais on peut les rencontrer avec une très faible quantité (Bureau et *al.*, 2009).

4. Procédés jus et confiture et préservation par le séchage des abricots

Les abricots sont appréciés comme des fruits frais. Toutefois pour prolonger la durée de leur vie, différentes méthodes de transformation et de conservation ont été développées. Autour de 40 à 45% de la production mondiale totale d'abricots est transformé en jus, nectar, confiture, abricots mis en conserve, sauce, purée pour bébé, vin, liqueur et vinaigre (Madrau et *al.*, 2009). De même, une grande partie est conservée principalement par séchage (Hormaza et *al.*, 2007).

4.1. Procédé jus

4.1.1. Définition du produit

Le jus est défini, dans le sens le plus général, comme le contenu liquide extractible de cellules ou tissus (Bates et *al.*, 2001). Selon le Codex Alimentarius (*CODEX STAN 247-2005*), le jus de fruits est le liquide non fermenté, mais fermentescible, tiré de la partie comestible de fruits sains, parvenus au degré de maturation, appropriés et frais ou de fruits conservés dans de saines conditions par des moyens adaptés et/ou par des traitements de surface post-récolte appliqués conformément. Le jus est obtenu par des procédés adaptés qui conservent les caractéristiques physiques, chimiques, organoleptiques et nutritionnelles essentielles des jus du fruit dont il provient. Le jus peut être trouble ou clair et peut contenir des substances aromatiques et des composés volatils restitués, à condition qu'ils proviennent des mêmes espèces de fruits et soient obtenus par des moyens physiques adaptés.

4.1.2. Étapes de transformation

Par opposition aux autres fruits, les abricots ne sont pas habituellement extraits comme jus, mais plutôt comme une pulpe ou purée (Bates et *al.*, 2001). Les abricots doivent être entièrement mûrs et à chair douce, exempts de pourriture, de détérioration et autres dégâts d'insectes. Pour empêcher l'action enzymatique, le fruit entier est chauffé, avant qu'il est écrasé, par un blanchiment pendant plusieurs minutes pour inactiver les enzymes et briser la structure du fruit (Arthey et Ashurst, 1996), puis les abricots sont réduits en pâte (purée). Par la suite, une étape de raffinage est nécessaire pour enlever la peau et les matériaux fibreux. La pulpe à ce stade se réduit à un liquide. Finalement, elle est pasteurisée à une température de 88 à 93°C puis rapidement refroidie entre 1 à 7°C et conservée d'une façon aseptique et réfrigérée. La pulpe peut être transformée en nectar, jus, confiture, etc. La transformation de la pulpe en jus se fait avec l'ajout de sucre, l'eau et l'acide (généralement l'acide citrique) (Bates et *al.*, 2001).

4.1.2.1. Prétraitements

➤ Récolte

Les fruits doivent être cueillis à la main et placés soigneusement dans le panier de récolte; toute manipulation future doit être effectuée avec soin afin d'éviter tout dommage mécanique (Dauthy, 1995; Hui *et al.*, 2006).

➤ Réception

La réception est effectuée principalement pour la vérification des mesures sanitaires et l'état de maturité et de fraîcheur du fruit (Dauthy, 1995). Une énorme attention doit être accordée à la propriété des fruits. La conformité de chaque lot doit être vérifiée (Hui *et al.*, 2006).

➤ Stockage temporaire avant traitement

Cette étape doit être aussi courte que possible afin d'éviter les pertes de saveur, les modifications de texture, les pertes de poids et d'autres détériorations qui peuvent avoir lieu au cours de cette période. Selon Dauthy (1995), les règles de base pour cette étape sont la conservation de produits à l'ombre, sans contact direct possible avec la lumière du soleil; l'éloignement de la poussière autant que possible, de la chaleur excessive et de toute contamination possible; la conservation dans un endroit protégé contre les attaques de rongeurs, insectes, etc.; l'entreposage frigorifique est toujours préféré.

➤ Lavage

Le lavage des fruits est une étape obligatoire, cette étape vise à éliminer toute contamination de la surface du fruit, la poussière, les insectes, les spores de moisissures et les saletés qui pourraient contaminer ou influencer la couleur, l'arôme ou la saveur du fruit (Woodroof, 1986).

Les contaminations physiques et chimiques de surface sont éliminées par l'eau de trempage, étant donné que ces substances sont solubles dans l'eau ou leurs propriétés d'adhérence diminuent en solution aqueuse (Hui *et al.*, 2006). Pour être plus efficace et économique, le lavage à l'eau doit être accompagné de brossage; les détergents sont fréquemment utilisés dans l'eau de lavage ou de rinçage. Ainsi le lavage est souvent complété par des courants d'air pour enlever les matériaux légers (Woodroof, 1986). 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 (Dauthy, 1995).

➤ **Triage**

Le triage des fruits est l'opération la plus importante dans la préparation de fruits. Pour la production des jus de fruits de qualité, cette opération couvre deux principaux traitements distincts qui sont l'enlèvement des fruits partiellement ou complètement cariés, les fruits endommagés et d'éventuels corps étrangers (ce qui pourraient avoir été laissés après le lavage), et un triage qualitatif basé sur les critères organoleptiques et le niveau de maturité (Dauthy, 1995).

➤ **Parage et Dénoyautage**

L'opération de parage consiste à éliminer les parties des fruits jugés «non consommables », qui ne se conservent pas, et/ou qui ne correspondent pas aux caractéristiques du produit fini. Les technologies mises en œuvre pour l'élimination des noyaux ou des pépins sont très spécifiques aux caractéristiques initiales des fruits à traiter. Les opérations sont manuelles ou réalisées à l'aide de machines appropriées. Le dénoyautage des fruits d'abricots est effectué à l'aide de tapis comportant des rangées d'alvéoles dans lesquelles les fruits s'encastrent. Les alvéoles se positionnent sous des aiguilles emporte-pièce qui transpercent les fruits, de part et d'autre, et éjectent les noyaux. Les opérations de parage des fruits ne provoquent généralement pas de modifications rapides de leurs arômes (Brat et Cuq, 2007B).

4.1.2.2. Blanchiment

Le blanchiment est une sorte de pasteurisation généralement appliquée aux fruits et légumes principalement pour inactiver les enzymes alimentaires naturelles (Potter et Hotchkiss, 1998). Les fruits sont blanchis par immersion dans l'eau chaude ou bouillante ou à la vapeur, dès que possible après la préparation, pour nettoyer les légumes, inactiver les enzymes qui pourraient autrement produire des saveurs indésirables ou une décoloration, ou provoquer une perte de vitamine C. Pour améliorer la couleur et la saveur, cette étape devrait être aussi courte que possible (Ranken et *al.*, 1997).

4.1.2.3. Broyage et raffinage

Lorsque la teneur en eau libre est naturellement faible dans un fruit (exemple abricot, mangue et pêche), un simple pressage du fruit ne permet, en aucun cas, une bonne récupération du produit d'extraction, même après un éventuel traitement liquéfiant. Ainsi, après les étapes couramment admises de lavage, parage, triage et blanchiment, les fruits entiers sont écrasés via des balais rotatifs contre une grille cylindrique. Une purée de fruit

est obtenue, puis raffinée par passage sur une passoire centrifuge permettant une déstructuration et une extraction de la chair ainsi qu'une élimination des déchets (peau, noyaux) (Brat et Cuq, 2007A). Le raffinage est, en général, conduit avec des grilles de diamètre de pores de 0,3 à 1 mm.

4.1.2.5. Pasteurisation

La purée est ensuite pasteurisée, il s'agit en général d'une flash-pasteurisation (température élevée pendant un temps très court) permettant de limiter la dégradation des composés aromatiques induite par le chauffage (Brat et Cuq, 2007A). Le processus de pasteurisation est spécialement conçu pour détruire les organismes pathogènes qui peuvent être associés à la nourriture (Potter et Hotchkiss, 1998). Ainsi, ce traitement thermique est essentiel pour inhiber les activités enzymatiques endogènes (Brat et Cuq, 2007A). Il vise à prolonger la durée de conservation des produits (Potter et Hotchkiss, 1998).

La purée de fruits ainsi préparée est prête à être stockée et transportée. Elle est souvent concentrée entre 26 à 32° Brix, puis stockée dans des conditions aseptiques. Après la pasteurisation, la pulpe est refroidie à 30°C. La purée concentrée est généralement stockée dans de grands sacs dans un tonneau (cuves en acier inoxydable) (Hui et *al.*, 2006).

4.1.2.6. Reconstitution et conservation

Les jus de fruits exigent la reconstitution de jus concentrés. Cette reconstitution doit être préparée de façon à respecter la valeur de Brix minimale, sans compter la matière sèche de tous ingrédients facultatifs ou additifs ajoutés. Pour les jus d'abricots, la valeur de Brix minimale fixée est de 11,5 (*CODEX STAN 247-2005*).

Les jus sont conservés avec traitement thermique. La pasteurisation est réalisée à une température de 84 à 88°C pendant 15 à 45 min selon l'emballage. Suite à un traitement thermique, les produits sont refroidis à température ambiante. Toutefois, la procédure aseptique préserve la qualité des jus beaucoup mieux (Hui et *al.*, 2006).

4.2. Procédé confiture

4.2.1. Définition du produit

La confiture est définie comme le produit préparé à partir de fruit(s) entier(s) ou en morceaux, de pulpe et/ou de purée concentrées ou non concentrées, d'une ou plusieurs sortes de fruits, mélangés avec des denrées alimentaires conférant une saveur sucrée, avec ou sans adjonction d'eau, jusqu'à l'obtention d'une consistance adéquate (*CODEX STAN 296-2009*).

La définition de la confiture proposée par l'Union Européenne est la suivante : «c'est un produit constitué uniquement de sucre raffiné, ou blanc cristallisé, et de fruits frais ou de jus ou de pulpes de fruits conservés autrement que par dessiccation » (Brat et Cuq, 2007A).

4.2.2. Étapes de transformation de la confiture

Les confitures seront fabriquées de manière à ce que la quantité d'ingrédient fruit utilisée, exprimée en pourcentage du produit fini, ne soit pas inférieure à 45% en général (*CODEX STAN 296-2009*). La confiture est le résultat de la gélification des pectines des fruits et du sucre, au cours de la cuisson. En effet, une confiture doit présenter une matière sèche minimale de 60%, dont 55% de sucres, le pH doit être inférieur à 3,5 pour une meilleure gélification (Brat et Cuq, 2007A). Selon Dauthy (1995), les procédures générales pour la préparation de confitures sont :

- lancer la cuisson de la pulpe ou le jus (avec de l'eau si nécessaire) ;
- ajouter de la pectine pendant la cuisson ;
- assurer une dissolution complète de la pectine (2 minutes) et ajouter le sucre tout en gardant la cuisson jusqu'au Brix désiré ;
- ajouter de l'acide (généralement l'acide citrique) et enlever la mousse ;
- remplir à chaud dans des bocaux (préalablement nettoyés) ;
- inverser les bocaux pendant trois minutes pour pasteuriser le couvercle.

La cuisson est l'une des étapes plus importantes, car elle dissout le sucre et provoque l'union du sucre, l'acide et la pectine pour former une gelée. Le but principal de la cuisson est d'augmenter la concentration du sucre jusqu'à la production d'un gel (Hui et al., 2006). L'opération de cuisson est une étape nécessaire pour la gélification, elle devrait être aussi courte que possible, elle est généralement menée dans des chaudrons en acier inoxydable. L'ébullition se poursuit jusqu'à la formation d'une confiture ou gelée de consistance désirée. Une cuisson prolongée est donc moins susceptible de développer des cristaux de saccharose

qu'une confiture bouillie pendant une courte période. Elle peut entraîner une perte de saveur, un changement de couleur et une hydrolyse de la pectine (Hui et *al.*, 2006). Au cours de la cuisson, tous les micro-organismes sont détruits (Dauthy, 1995).

Après cuisson et avant remplissage, la confiture est habituellement maintenue dans un réservoir, afin que des tests de qualité puissent être effectués, pour s'assurer qu'elle a une bonne consistance. Le Brix, le pH et la température doivent être surveillés afin d'assurer la conformité de la confiture (Arthey et Ashurst, 1996). Après remplissage des confitures dans des bocaux, ces derniers ne doivent pas être refroidis trop rapidement, cela peut provoquer une décoloration en raison de la caramélisation du sucre (Hui et *al.*, 2006).

4.3. Procédé séchage

La déshydratation est, peut-être, la plus ancienne et la plus courante méthode de préservation. Depuis les temps préhistoriques, les fruits, les légumes, les poissons et les viandes ont été connus pour être conservés par séchage. Ces méthodes, sont encore utilisées aujourd'hui sur une plus grande échelle. La caractéristique essentielle de ce procédé est que la teneur en eau des aliments est réduite à un niveau inférieur à celui auquel les microorganismes peuvent se développer (Somogyi et Luh, 1986). Une très large gamme de fruits est séchée, soit naturellement au soleil ou dans des chambres de déshydratation (Ranken et *al.*, 1997).

4.3.1. Définition du produit

Par abricots secs, on entend le produit préparé à partir de fruits sains et mûrs des variétés issues de *Prunus anneniaca L.*, traités soit par séchage au soleil, soit par toutes autres méthodes reconnues de déshydratation éventuellement après sulfuration afin d'obtenir un produit séché marchand (CODEX STAN 130-1981).

4.3.2. Etapes de séchage

Les abricots séchés sont préparés à partir des fruits frais, qui ne sont pas trop mûrs, (Lozano, 2006). Ces abricots doivent passer par une étape de triage par taille, nettoyage et lavage pour éliminer les débris et les impuretés microbiologiques puis un tranchage en deux moitiés, avant l'introduction du produit au séchoir (Hui et *al.*, 2006). Le dioxyde de soufre (SO₂) est utilisé pour aider à préserver la couleur des fruits secs. Il est ajouté aux fruits secs pour ses effets conservateurs et antioxydants. La présence de SO₂ retarde très efficacement le brunissement des fruits. D'autres méthodes peuvent être utilisées comme l'abaissement du

pH (à l'aide d'acide citrique ou d'autres acides organiques), la déshydratation rapide, l'utilisation d'autres antioxydants (acide ascorbique, tocophérols, cystéine, glutathion, etc.), l'inactivation par la chaleur (blanchiment rapide) et la réduction de l'activité de l'eau (traitement osmotique) (Somogyi et Luh, 1986).

4.3.2. Méthodes de séchage

Le séchage se réfère à l'utilisation du soleil et des séchoirs à air pour évaporer l'humidité de fruits à un produit relativement stable. Habituellement, les conditions de séchage, tels que l'humidité, la température et le débit d'air sont maintenant soigneusement contrôlées au cours de la transformation des fruits évaporés. Le niveau d'humidité du fruit évaporé est approximativement de 25%. Plusieurs méthodes de séchage sont utilisées dans le commerce, chacune est mieux adaptée pour une situation donnée. La durée de conservation de ces produits ne dépasse pas un an, sauf s'ils sont détenus dans des entrepôts frigorifiques (Somogyi et Luh, 1986).

4.3.2.1. Séchage solaire

Le séchage au soleil est une méthode de conservation des aliments pratiquée en grande partie dans de nombreuses régions du monde avec la chaleur du soleil et l'atmosphère sèche et à certains fruits tels que prunes, raisins, dates, figues, abricots et poires. Les produits séchés au soleil ont généralement des niveaux d'humidité inférieure à 20% (Somogyi et Luh, 1986).

Il existe des séchoirs solaires à chauffage direct dont le séchage se fait par diffusion des fruits sur terrain, étagères, plateaux ou toits, en l'exposant au soleil jusqu'au sec (Somogyi et Luh, 1986). Cependant, ils présentent de nombreux inconvénients comme une main d'œuvre conséquente, une dépendance forte vis-à-vis de l'hygrométrie et de la température ambiante et, surtout, un risque de contamination des produits par la poussière et les insectes. De plus, les rayonnements lumineux induisent des pertes au niveau vitaminique, en particulier une dégradation des caroténoïdes, précurseurs de la vitamine A (Brat et Cuq, 2007B). Le séchage au soleil à chauffage direct est un processus lent, impropre à la production de produits de haute qualité (Somogyi et Luh, 1986). Il existe aussi des séchoirs solaires à chauffage indirect qui sont également des systèmes de séchage thermique à air chaud, mais dont le principe repose sur le chauffage de l'air par le soleil, et la libre circulation de celui-ci entre les aliments à sécher. Dans ce modèle, la cheminée peut permettre une optimisation du flux d'air. Pour ce faire, il faut la prévoir rectangulaire,

utiliser un revêtement transparent placé face au sud, et des revêtements opaques dans les autres directions, recouverts de papier d'aluminium sur la face intérieure. Les rayons lumineux vont ainsi chauffer l'air sortant et donc créer une aspiration (Brat et Cuq, 2007B).

4.3.2.2. Séchage industriel

Il comprend l'application de chaleur artificielle pour vaporiser l'eau, et des moyens d'éliminer la vapeur d'eau après sa séparation de fruits. L'énergie doit être fournie pour vaporiser l'eau et éliminer la vapeur d'eau qui en résulte de la surface de séchage. La chaleur peut être appliquée au séchage par conduction, convection et rayonnement. Un courant d'air est le moyen le plus courant pour transférer la chaleur (convection) pour le séchage de fruit. Une fois que la chaleur est fournie à la surface du fruit, elle est distribuée dans son ensemble par conduction (Somogyi et Luh, 1986). Deux méthodes sont souvent utilisées pour le séchage industrielle des abricots (Bahlouli et *al.*, 2008) :

- Le séchage dans des séchoirs à air grâce à un flux d'air pour extraire l'humidité. Ce système permet de sécher les fruits en moins de trois jours.
- Le séchage dans un four à une température entre 50 et 60°C durant 10 à 12 heures, selon la quantité. Si les fruits sont épluchés, la température du four doit être légèrement plus haute que pour des fruits non épluchés. Cette technique est caractérisée par des consommations importantes en électricité, et nécessite un prix de vente des produits finis suite au coût de revient de la production d'abricot secs.

4.3.3. Conditionnement

C'est l'opération qui consiste à emballer les abricots après refroidissement à température ambiante. Les matériaux d'emballage doivent protéger le produit contre l'humidité, l'oxygène, la lumière, les odeurs exotiques, les ecchymoses, les impuretés et les insectes (Hui et *al.*, 2006). Différentes possibilités d'emballage existent tels que les barquettes en bois, les barquettes en polystyrène, les barquettes en carton, les sachets en plastique ou en papier (Bahlouli et *al.*, 2008).

Matériel
&
Méthodes

Nous rappelons que le principal objectif de ce travail est d'étudier l'impact de deux procédés technologiques (jus et confiture) et un procédé de conservation (séchage) sur les composés polyphénoliques et les caroténoïdes de l'abricot. Pour atteindre cet objectif, nous avons suivi la démarche suivante :

1. Démarche optée

Dans cette étude, nous avons choisi l'entreprise N'gaous qui compte parmi les anciennes entreprises algériennes, spécialisées dans la transformation des fruits, fabrication et commercialisation des eaux fruitées, jus et conserves. Elle est située à N'gaous, Wilaya de Batna à l'est de l'Algérie. Actuellement, l'entreprise N'gaous est composée de deux unités de production : unité de N'gaous pour les boissons et unité de Menaâ pour les confitures.

La fabrication du jus d'abricots a été réalisée au niveau de l'unité N'gaous, par contre la fabrication de la confiture d'abricots a été suivie au niveau de l'unité Menaâ.

Au moment de la réalisation de ce travail, aucune des deux unités, précédemment citées, n'effectue le séchage industriel des abricots. Nous nous sommes référés au diagramme décrit dans la bibliographie et que nous avons appliqué au laboratoire de l'INATAA. Il s'agit donc d'un séchage au four.

Concernant le séchage traditionnel, nous avons procédé à la réalisation d'une enquête au niveau de la région de Bordj Bou Arreridj et M'sila afin de choisir un diagramme de séchage qui sera appliqué dans ce travail.

Pour évaluer l'effet des différents traitements au cours de la fabrication du jus et de la confiture d'abricots, nous avons suivi les deux technologies étape par étape. Pour chaque produit, les prélèvements ont été effectués entre le 7 et le 22 juin 2013 à chaque étape clé de la chaîne de fabrication.

Les analyses effectuées sont le pH, l'acidité titrable, le taux de cendres, le taux d'humidité, la matière sèche, les polyphénols totaux, les flavonoïdes, les tanins, les caroténoïdes, et l'évaluation de l'activité antioxydante des extraits polyphénoliques.

Toutes les analyses ont été réalisées aux laboratoires de l'institut de la nutrition, de l'alimentation, et des technologies agro alimentaires (I.N.A.T.A.A) de l'université Constantine 1. Pour éviter les résultats biaisés, tous les essais ont été répétés trois fois.

2. Matière première utilisée (Abricots)

La matière première utilisée dans tous les procédés (jus, confiture, séchage au four et séchage traditionnel) est un mélange d'abricots (*Prunus armeniaca L.*) frais récupérés de l'étape de réception de la matière première au niveau de l'unité de transformation de N'goues (Figure 06). Chaque année, au moment de la cueillette et la collecte des abricots, plusieurs lots contenant différentes variétés sont réceptionnés à l'unité. Ces lots proviennent des régions de la wilaya de Batna et ses environs. Un contrôle de l'état de maturité (fermeté et couleur) et de la fraîcheur du fruit est assuré par le technicien. Une fois réceptionnés, les lots constitués de caisses contenant des abricots sont stockés à l'aire libre, à la rentée de la chaîne de fabrication. Les principales variétés de ces régions sont : Canino, Louzi et Batou. Les abricots sont cueillis au stade de maturité commerciale entre la première et la troisième semaine de juin 2013.

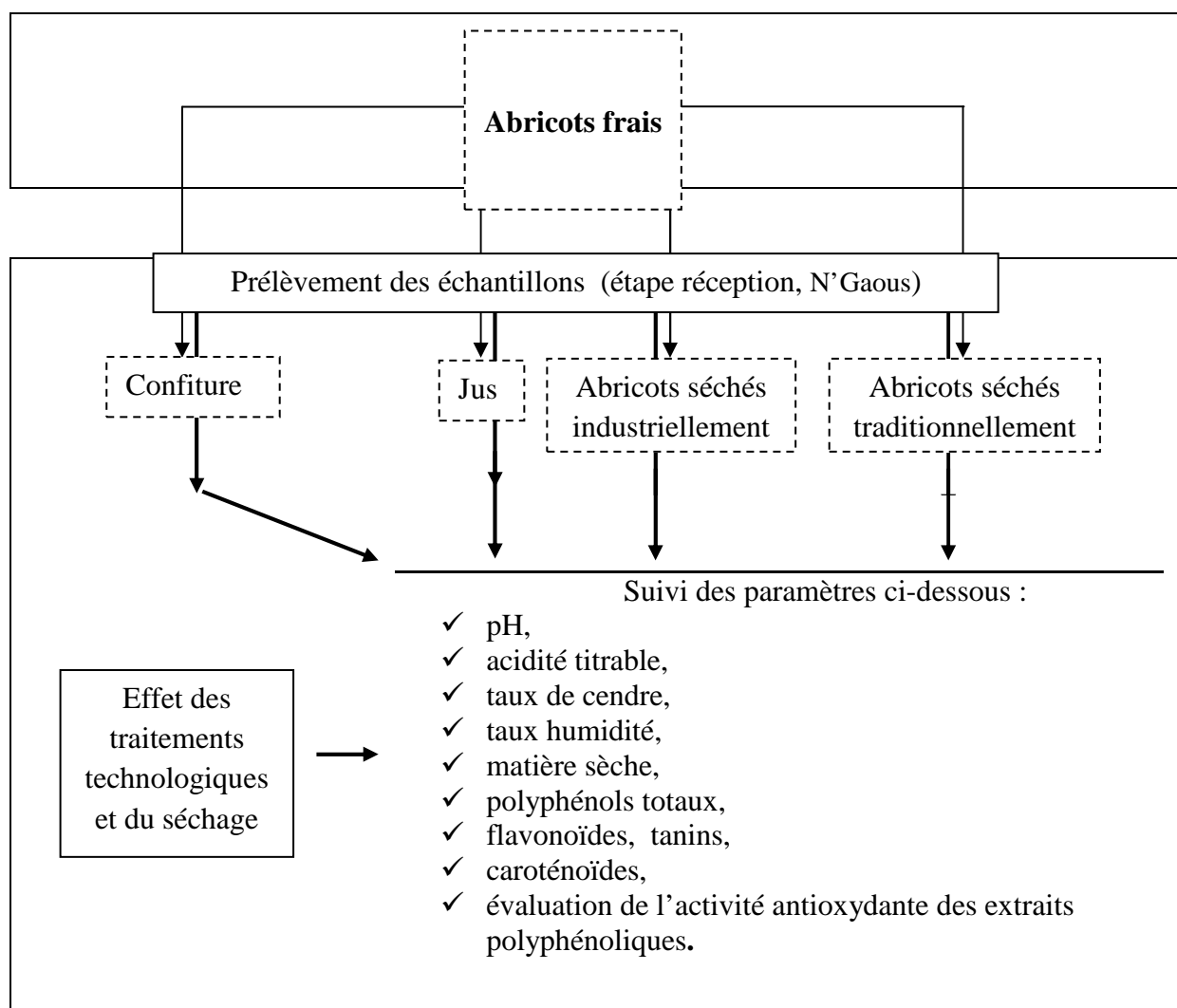


Figure 06. Récapitulation de la démarche générale adoptée

3. Procédés de fabrication

3.1. Procédé jus

3.1.1. Diagramme de fabrication du jus

Le diagramme de fabrication du jus appliqué au niveau de N'goues ne diffère pas beaucoup de celui présenté dans la bibliographie. Les lots d'abricots sont réceptionnés dans la cour de l'entreprise. Une fois réceptionnés, les lots constitués des caisses contenant des abricots, sont stockés à l'aire libre, à la rentée de la chaîne de fabrication. Le même jour, les caisses sont vidés sur un tapis roulant, les abricots sont triés manuellement, en même temps il y a élimination des parties de fruit non consommables (feuilles, coursons, etc.). Ils sont lavés par émergence dans un bain d'eau courant, dénoyautés et broyés, puis blanchis à la vapeur d'eau à une température de 80°C à 90°C pendant 10 à 15 minutes. Une étape de raffinage est nécessaire pour l'élimination des déchets (peau, etc.), de même pour obtenir une pulpe d'abricot tamisée. La pulpe est ensuite pasteurisée à une température de 100 à 120°C pendant 1 à 2 minutes et conditionnée aseptiquement dans des grands sacs dans un tonneau de 200 kg, puis refroidie jusqu'à 30 à 45°C et stockée jusqu'à utilisation. La fabrication du jus est faite par dilution de la pulpe d'abricots (20%) avec environ 70% de l'eau et ajout de 8 à 10% de sucre, ainsi que d'autres additifs principalement l'acide citrique. La quantité d'eau ajoutée peut changer légèrement en fonction de l'humidité de la pulpe. Après mélange, le jus est pasteurisé à une température de 90°C pendant 2 minutes puis conditionné aseptiquement. La valeur minimale du Brix du jus final est de 12. Les différentes étapes de fabrication du jus sont présentées dans la figure 07.

3.1.2. Prélèvements

Les prélèvements au cours la fabrication du jus sont réalisés pour trois lots différents pour prendre en compte la variation de la matière première. Les prélèvements sont désignés par : lot J1, lot J2 et lot J3. Pour chaque lot, les prélèvements sont effectués à cinq étapes du procédé de fabrication : à la réception, après blanchiment, après raffinage, après pasteurisation et sur le jus final (après la deuxième pasteurisation) (Figure 07). Pour la première étape (à la réception), les abricots sont récupérés juste avant le lavage. Comme le lot peut contenir plusieurs variétés, provenant de différentes régions et pour que l'échantillon soit représentatif, 30 à 40 fruits sont prélevés au hasard du lot. Cependant pour le reste de la chaîne de fabrication, un litre du produit de chaque étape est prélevé (échantillon moyen). Les différents échantillons sont prélevés dans des sacs hermétiques bien fermés, placés dans une glacière, pour être transportés la même matinée au laboratoire.

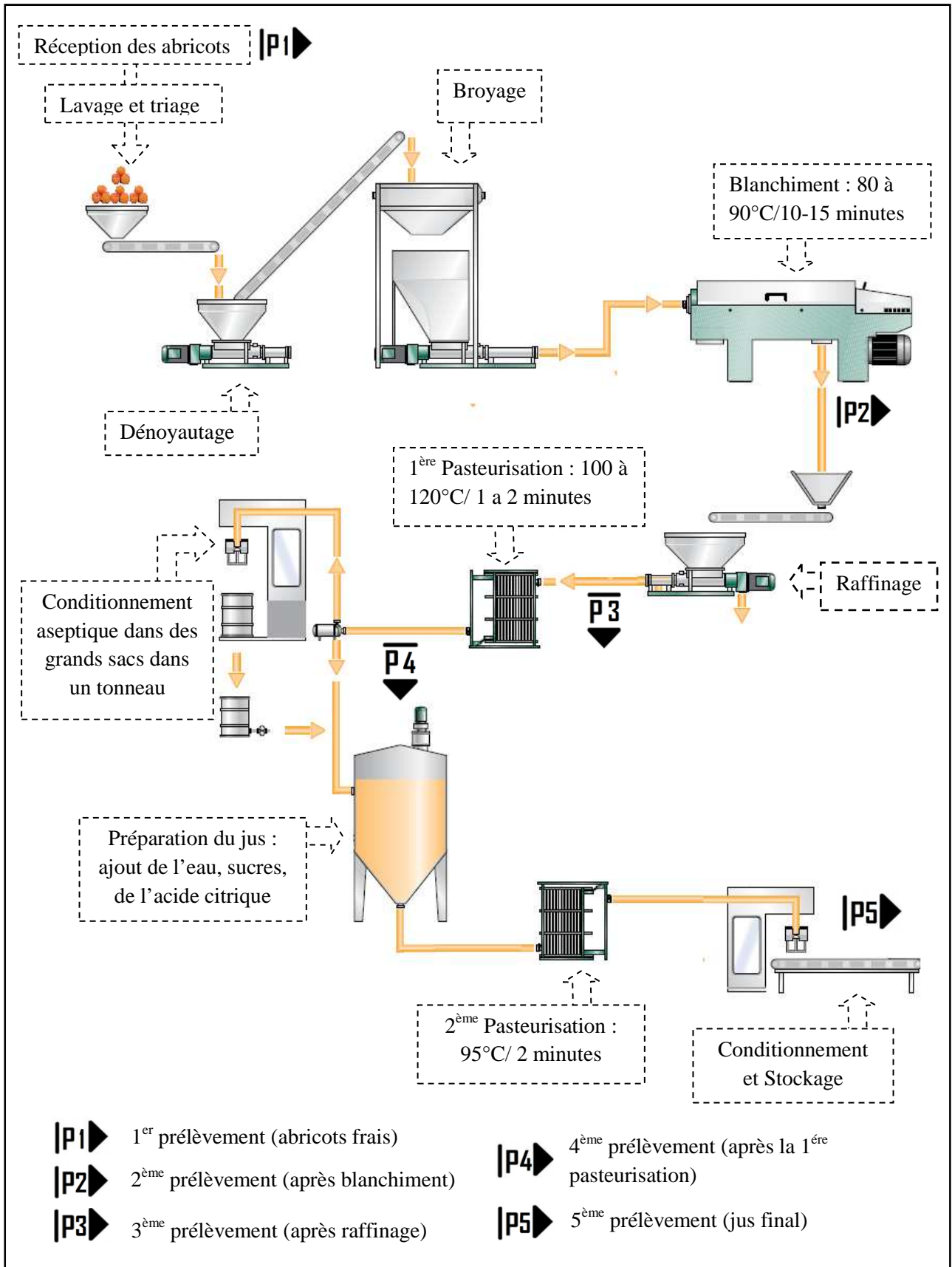


Figure 07. Diagramme de fabrication du jus au niveau de l'ENAJUC N'goues

3.2. Procédé confiture

Au niveau de l'unité Menea, la confiture est habituellement fabriquée à partir des abricots frais, sauf s'il y a une baisse de production, alors elle est fabriquée à partir de la pulpe stockée dans les fûts.

3.2.1. Diagramme de fabrication de la confiture

Une quantité de la pulpe d'abricots (45%) est versée dans une bassine de pré-mélange, puis le sucre (55%) est ajouté. L'acidité du produit dépend de l'acidité de la matière première qui est la pulpe ; si son acidité est basse on l'augmente en ajoutant l'acide citrique (0 à 2,5%) dilué à 50%. De même, on procède à l'ajout de la pectine (0 à 1,5%). Lorsque le mélange est préparé on passe à la cuisson qui est effectuée dans un cuiseur. La cuisson se fait sous vide afin d'éviter la caramélisation du sucre à une température de 90 °C pendant 15 minutes. La boule de cuisson est dotée d'un réfractomètre automatique qui sert à déterminer le Brix. Pendant la cuisson, le contrôle de l'acidité et du Brix doit être effectué. Le produit passe dans un tube de double paroi chauffé par la vapeur pour sa pasteurisation à 92°C/ 2 minutes, puis le produit est conditionné. Le diagramme de fabrication de la confiture appliqué par l'unité ENAJUC Menea, est donné dans la figure 08.

La pasteurisation après conditionnement n'est pas nécessaire, sous réserve de procéder au retournement de l'emballage plein pendant quelques secondes pour stériliser le couvercle. Le refroidissement rapide est souhaitable pour éviter le stockage à chaud.

3.2.2. Prélèvements

Les échantillons ont été prélevés de la même manière que ceux du jus. Les trois différents lots sont désignés par : lot C1, lot C2 et lot C3. Pour chaque lot, les prélèvements sont effectués à cinq étapes du procédé de fabrication : à la réception, après blanchiment, après raffinage, après cuisson et sur la confiture finale (après pasteurisation) (Figure 08).

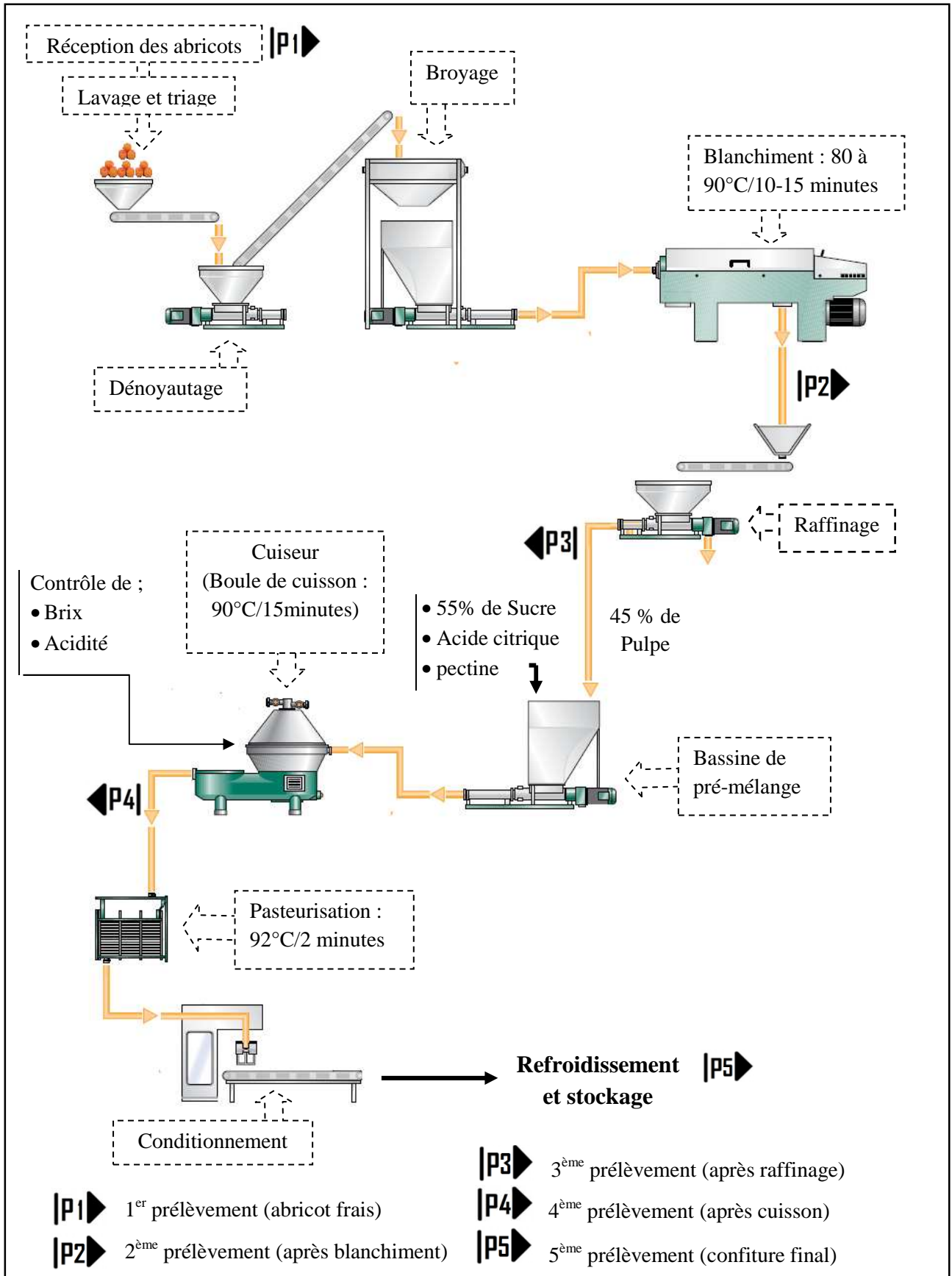


Figure 08. Diagramme de fabrication de la confiture au niveau de l'ENAJUC Manaá.

4. Procédé Séchage

4.1. Séchage au four

4.1.1. Diagramme du séchage au four

Le séchage au four est réalisé au laboratoire dans une étuve selon la méthode proposée par Bahlouli et *al.* (2008) avec quelques modifications (durée de séchage). Les abricots sont lavés, coupés en deux et dénoyautés, puis placés dans l'étuve pour séchage en réglant la température à 65°C et en gardant la porte de l'étuve entrouverte pour que l'humidité puisse s'échapper. Le séchage a duré de 14 h à 15 h (Figure 09). Nous signalons que l'étape de sulfitage n'a pas été réalisée pour les raisons suivantes : c'est une étape facultative, la procédure de sulfitage nécessite un matériel spécifique, les sulfites peuvent réagir avec le DPPH (2,2'-diphényl-1-picrylhydrazyl), ce qui peut fausser ultérieurement les résultats de l'activité antioxydante (Igual et *al.*, 2012).

4.1.2. Prélèvements

Le séchage au four est réalisé sur les trois échantillons d'abricots frais récupérés de l'unité de fabrication du jus « N'gaous », nous avons réalisé trois essais (un essai pour chaque échantillon). Les prélèvements ont été réalisés à deux points, le premier prélèvement avant séchage (abricots frais) et le deuxième après séchage (abricots secs) (Figure 09). Nous avons pris de 8 à 12 abricots par essai, Ces abricots ont été choisis au hasard parmi les abricots récupérés du procédé jus.

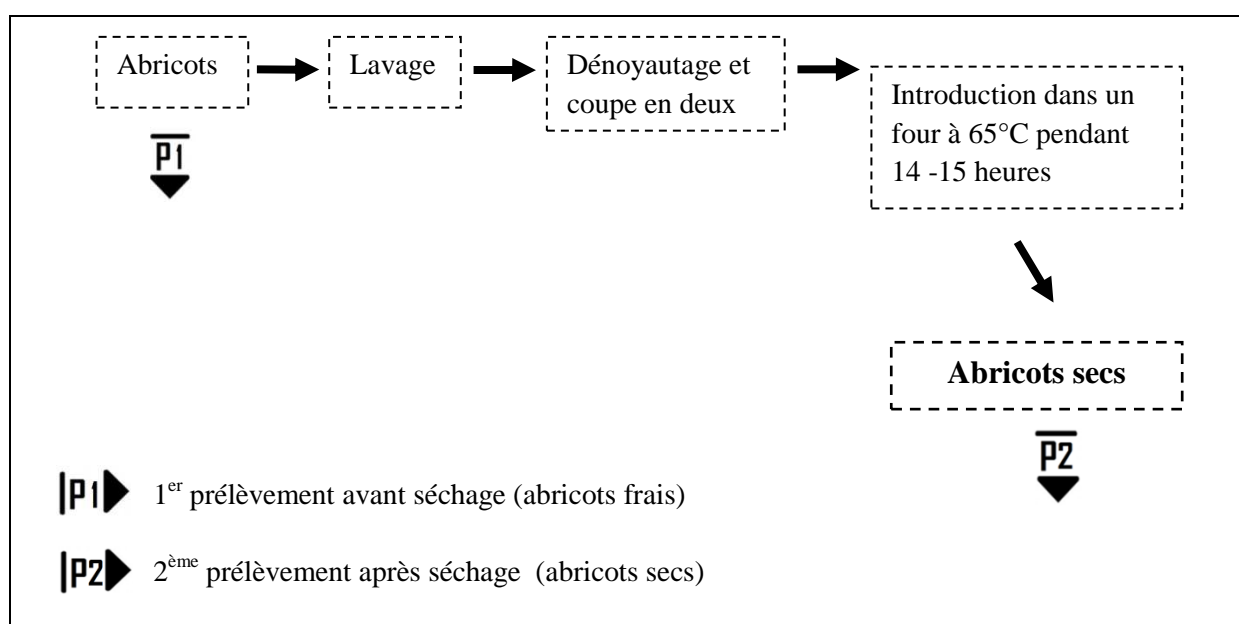


Figure 09. Diagramme de séchage au four

4.2. Séchage traditionnel

4.2.1. Enquête réalisée

Dans le but de connaître les différents diagrammes appliqués de séchage artisanal des abricots traditionnellement et afin de choisir un diagramme de séchage que nous allons appliquer par la suite, nous avons réalisé une enquête. Nous avons effectué cette enquête auprès de 34 producteurs pratiquant le séchage traditionnel, principalement dans la wilaya de Bordj Bou Arreridj et M'sila.

4.2.1.1. Nombre et type des questions

Le questionnaire comprend au total 40 questions. Pour faciliter le recueil des informations, nous avons utilisé des questions fermées (17 questions) où les réponses sont à cocher, des questions ouvertes (17 questions) qui donnent plus de liberté aux sujets pour répondre aux questions ayant un rapport avec la profession et des questions semi-fermées (6 questions) qui, en plus des orientations comme pour les questions fermées, donnent la possibilité aux sujets de compléter plus librement la liste des suggestions (Annexe 04).

4.2.1.2. Présentation des volets du questionnaire

Le questionnaire descriptif élaboré comporte deux volets ;

- **Volet 1** (16 questions): Il regroupe des questions sur l'identification et les renseignements personnels. Il vise à collecter des informations générales sur les personnes qui pratiquent le séchage traditionnel (âge, sexe, résidence, niveau d'instruction, profession), ainsi que des informations sur les abricotiers exploités (variétés, âge, emplacement, usage, maturation, etc.).
- **Volet 2** (24 questions): Il concerne des renseignements sur le séchage des abricots ; tout ce qui concerne le procédé séchage (but, variétés, aptitude au séchage, conditions, pratiques, critères, problèmes rencontrés, durée, ainsi que le diagramme général du procédé séchage appliqué) (Annexe 04).

4.2.1.3. Difficultés rencontrées lors de l'enquête

Bien que nous ayons enquêté auprès d'une population d'agriculteurs, les problèmes rencontrés n'étaient pas négligeables. Notamment l'éloignement des familles qui pratiquent le séchage traditionnel. En général, ce sont les femmes âgées que pratiquent le séchage traditionnel, par conséquent, c'est elles qui maîtrisent bien le procédé du séchage. Il nous a été très difficile de les contacter et communiquer avec elles.

4.1.2. Diagramme de séchage traditionnel et prélèvements

Le diagramme appliqué a été choisi en se basant sur les digrammes de séchage traditionnel cités et qui étaient au nombre de 09. Il a été choisi à partir des diagrammes les plus pratiqués de l'enquête réalisée.

Le séchage traditionnel est effectué sur la même matière première utilisée pour le séchage au four, où 8 à 12 abricots ont été pris au hasard par essai. Les abricots destinés au séchage traditionnel sont repartis sur un plateau métallique recouvert avec un tissu et exposés au soleil pendant 12 jours, les abricots secs sont lavés, traités avec du sel (petite quantité par saupoudrage), puis ils sont séchés pendant 3 jours (Figure 10). Le salage appliqué a pour but de prolonger la durée de stockage (conservation) des fruits en les protégeant contre la contamination microbienne d'une part et pour améliorer le goût d'autre part. Les abricots séchés sont emballés et stockés à 4°C jusqu'à analyse. La période de séchage (mi- juin) a été caractérisée par un climat sec est un bon ensoleillement. Les prélèvements ont été effectués au début et à la fin du séchage, comme le montre la figure 10.

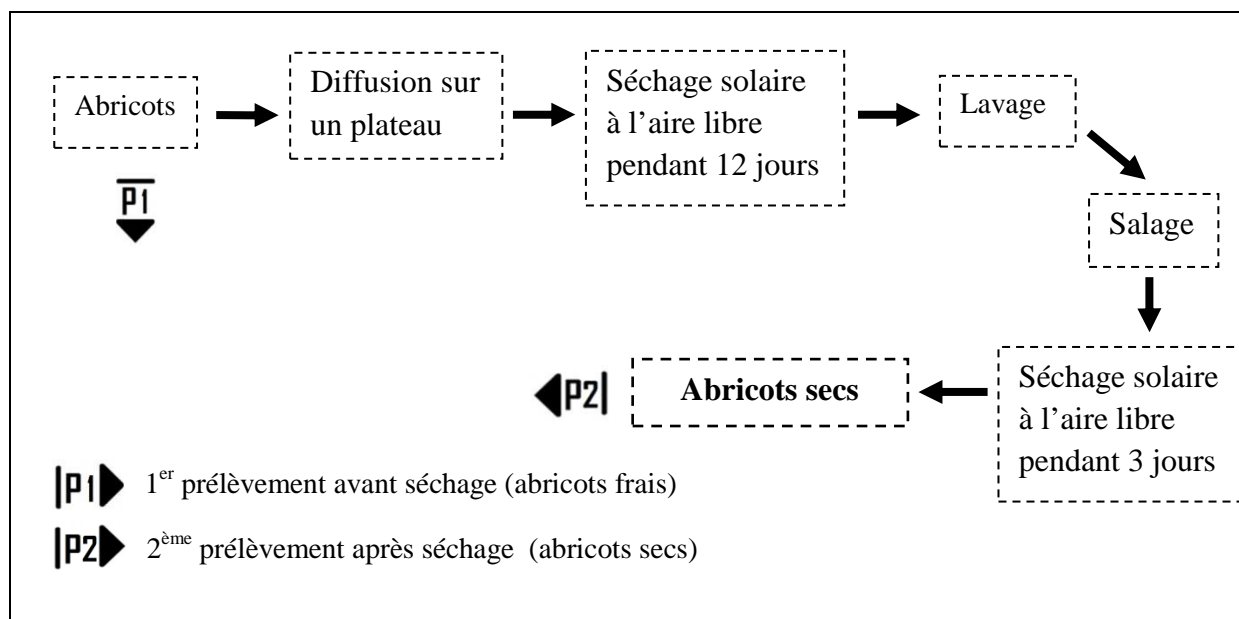


Figure 10. Diagramme de séchage traditionnel

5. Méthodes d'analyses

Les abricots frais (utilisés comme témoins), la confiture et le jus sont analysés tels qu'ils sont ; toutefois les abricots séchés sont réhydratés avec la même quantité d'eau perdue au cours du séchage durant 24 h avant leur analyse (Igual et *al.*, 2012 ; Levent-Coskun et *al.*, 2013 ; García-Martínez et *al.*, 2013).

5.1. Détermination de la teneur en eau (NF V 05-108, 1970)

Le principe consiste à sécher le matériel végétal à la température de $103^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ dans une étuve ventilée jusqu'à poids constant. La teneur en eau est définie comme étant la perte de poids subit lors de la dessiccation (Audigié *et al.*, 1978). La teneur en eau est déterminée selon la formule suivante :

$$H\% = (M1 - M2)/P \times 100$$

Soit :

H% : humidité

M1 : masse en g de la capsule + matière fraîche avant séchage.

M2 : masse en g de l'ensemble après séchage à 105°C .

P : masse en g de la prise d'essai.

$$\text{Matière sèche}\% = 100 - H\%$$

5.2. Détermination de l'acidité titrable (NF V 05-101, 1974)

L'analyse de l'acidité titrable mesure tous les ions H^+ disponibles dans le milieu, qu'ils soient dissociés, c'est-à-dire ionisés, ou non. Le principe de la méthode consiste à un titrage de l'acidité avec une solution d'hydroxyde de sodium (NaOH) en présence de phénolphthaléine comme indicateur coloré. Pour cela, 25 g d'abricots à 0,01g près sont broyés et placés dans une fiole conique avec 50 ml d'eau distillée chaude récemment bouillie et refroidie. Le tout est mélangé jusqu'à l'obtention d'un liquide homogène. Après mélange et filtration, 25 ml du filtrat sont prélevés et versés dans un bêcher au quel 0,25 à 0,5 ml de phénolphthaléine sont ajoutés. Après agitation, on procède au titrage avec la solution d'hydroxyde de sodium 0,1 N jusqu'à à l'obtention d'une couleur rose persistante pendant 30 secondes.

L'acidité titrable est exprimée en gramme d'acide citrique pour 100g de produit :

$$A\% = \frac{(250 \times V_1 \times 100)}{(V_0 \times M \times 10)} \times 0.07 = 175 \frac{V_1}{V_0 \times M}$$

Soit :

M : masse, en gramme de produit prélevé.

V_0 : volume en millilitre de la prise d'essai.

V_1 : volume en millilitre de la solution d'hydroxyde de sodium à 0,1 N utilisé.

0,07 : facteur de conversion de l'acidité titrable en équivalent d'acide citrique.

5.3. Détermination du pH (NF V 05-108, 1970)

Le pH est un d'indicateur de qualité biologique et chimique, sa mesure nous donne une idée sur la qualité du produit à analyser. La mesure du pH est basée sur la détermination en unité pH de la différence de potentiel existant entre deux électrodes en verre plongées dans une solution aqueuse de l'échantillon.

5.4. Détermination du Brix

Le Brix des échantillons est déterminé avec un réfractomètre portable (Brix-FG-108). La lecture est faite en plaçant une goutte de jus, purée ou confiture sur la plaque de charnière de l'instrument, face à la lumière. La valeur de Brix est lue à travers l'œil de l'instrument. Il est essentiel de nettoyer le réfractomètre avec de l'eau distillée après chaque lecture pour s'assurer qu'aucune particule ne reste sur la plaque articulée (Witherspoon et Jackson, 1995).

5.5. Détermination de la teneur en cendres (NF V 05-113,1972)

La mesure du taux de cendres permet de connaître et d'évaluer la minéralité des différents échantillons, issus des différentes étapes du procédé de transformation. L'échantillon d'abricot est calciné à 550°C dans un four à moufle jusqu'à obtention d'une cendre blanchâtre de poids constant. 2 g de chaque échantillon sont mis dans des capsules, puis placés dans un four à moufle réglé à 550 ± 15°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. La teneur en matière organique, exprimée en %, est calculée comme suit :

$$MO\% = \frac{(M1-M2)}{P} \times 100$$

Soit :

MO% : matière organique.

M1 : masse des capsules + prise d'essai

M2 : masse des capsules + cendres.

P : masse de la prise d'essai.

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

$$Cd\% = 100 - MO$$

5.6. Extraction et dosage des caroténoïdes totaux

La détermination quantitative des caroténoïdes est effectuée par des techniques spectrophotométriques. L'absorption est déterminée dans un solvant approprié à la longueur d'onde d'absorption maximale des caroténoïdes (Young et Britton, 1993). Les Propriétés d'absorption des caroténoïdes fournissent un critère pour l'identification et la caractérisation des caroténoïdes. En raison de leur double-liaison conjugué (chromophore), les caroténoïdes absorbent la lumière et présentent des bandes d'absorption principalement dans le visible ou, dans certains cas, la région UV. Bien que les bandes d'absorption principale pour la plupart des caroténoïdes se trouvent dans la région de 400-500 nm (Young et Britton, 1993 ; Rodriguez-Amaya, 2001 ; Britton et *al.*, 2004), la plupart des caroténoïdes absorbent au maximum (γ max) à trois longueurs d'onde, résultant en trois spectres (Young et Britton, 1993 ; Rodriguez-Amaya, 2001). La γ max d'un caroténoïde est largement fonction de la longueur de la double liaison conjuguée du chromophore, la γ max augmente avec le nombre de doubles liaisons conjuguées (Young et Britton, 1993).

En raison de la diversité du matériel biologique dans lequel se trouvent les caroténoïdes, aucune technique d'extraction standard ne peut être esquissée. L'extraction doit se faire aussi rapidement que possible pour éviter la dégradation oxydante ou enzymatique. Étant donné que les caroténoïdes sont liposolubles, ils sont extraits avec des solvants organiques (Gross, 1991). En général, le choix du solvant organique à utiliser pour l'extraction dépend de la nature du matériau à extraire et les propriétés de solubilité des principaux caroténoïdes. Une variété de solvants organiques, y compris l'acétone, éther diéthylique, acétate d'éthyle et mélanges d'éther de pétrole/méthanol ou hexane/méthanol ont été utilisés. Pour les échantillons d'aliments qui contiennent une quantité assez importante d'eau, il est souhaitable d'utiliser un solvant organique qui est miscible avec l'eau, afin d'optimiser la libération des caroténoïdes de la matrice et empêcher la formation d'émulsions (Khachik, 2009).

Les Caroténoïdes totaux ont été extraits selon la méthode de Rodriguez-Amaya (1999) modifié par Akin et *al.* (2008) (Figure 11). Les abricots frais et secs ont été écrasés et homogénéisés dans un homogénéisateur pendant 2 min avant leur analyse. 5 g de l'échantillon a été homogénéisé à une vitesse modérée pendant environ une heure avec 100 ml de méthanol : éther de pétrole (1:9, v/v), le mélange a été transféré à une ampoule à décanter. La couche d'éther de pétrole a été filtrée par le biais de sulfate de sodium, transférée dans une fiole

jaugée à un volume de 100 ml, 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 équivalents de β -carotène (mg / 100 g de matière fraîche et/ou matière sèche).

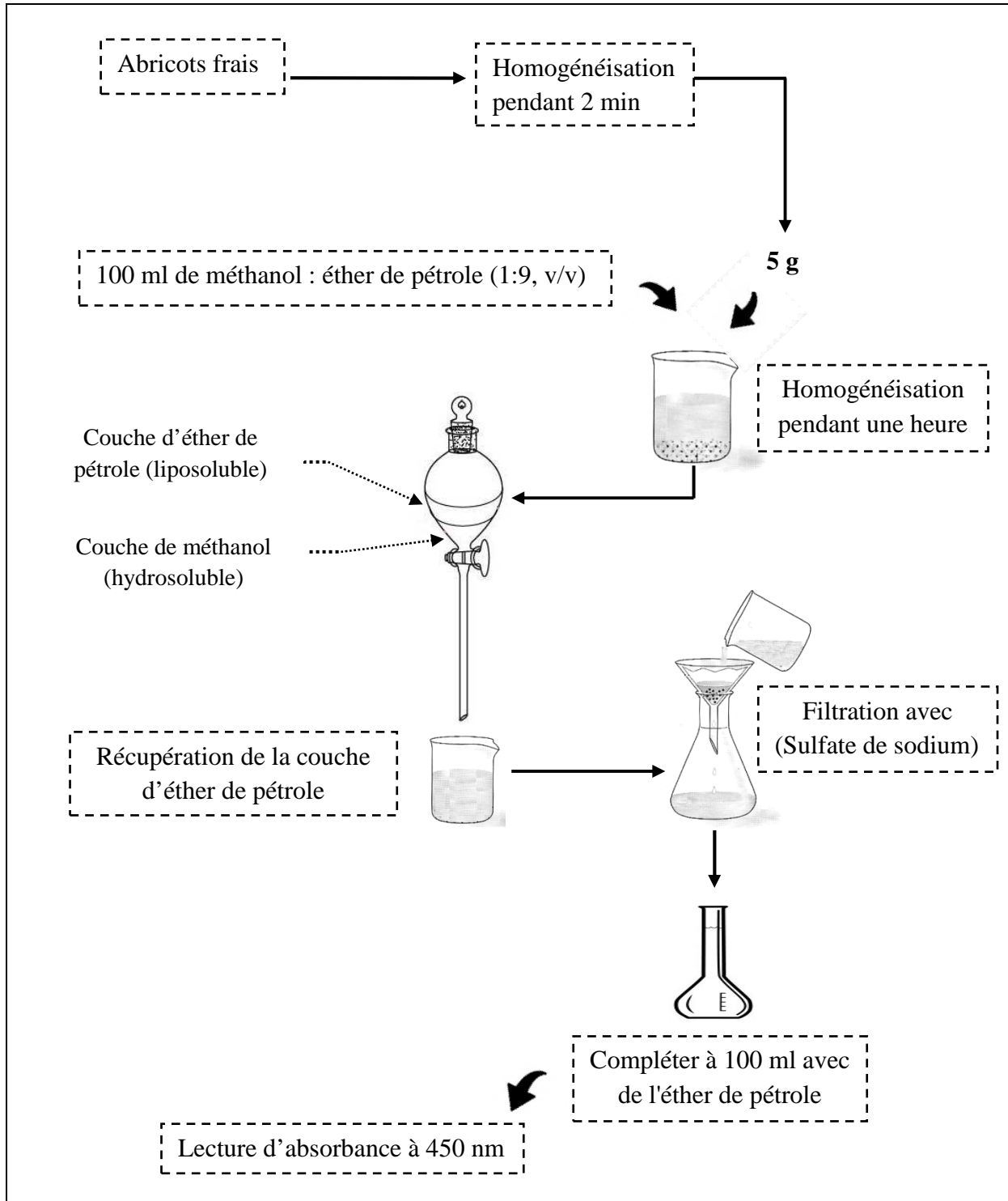


Figure 11. Récapitulation des étapes d'extraction et de dosage des caroténoïdes

Préparation de la gamme d'étalonnage

La gamme d'étalonnage a été préparée en utilisant des solutions de β -carotène de différentes concentrations de 0,39 jusqu'à 12,5 $\mu\text{g/ml}$ (Tableau 06).

Tableau 06. Préparation des dilutions du β -carotène pour la réalisation de la courbe standard des caroténoïdes totaux

Dilutions	S	S/2	S/4	S/8	S/16	S/32
Concentrations ($\mu\text{g/ml}$)	12,5	6,25	3,12	1,56	0,78	0,39

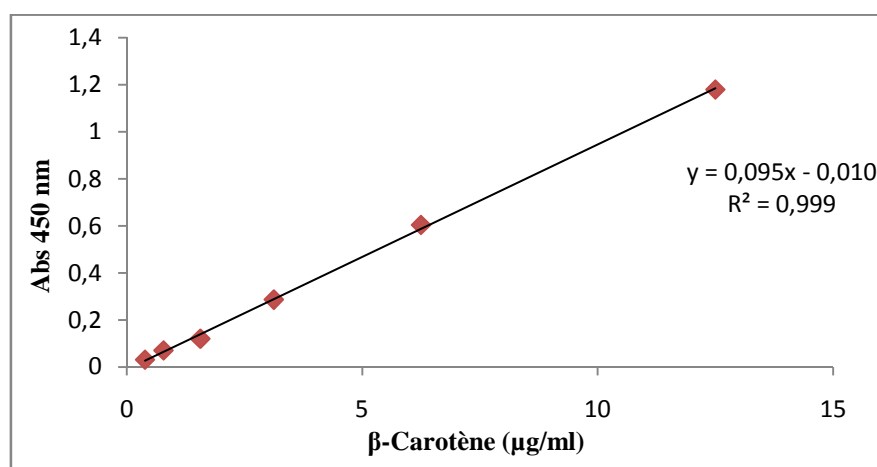


Figure 12. Courbe d'étalonnage pour la quantification des caroténoïdes

5.7. Extraction et dosage des composés phénoliques

L'analyse des composés polyphénoliques est influencée par leur nature chimique, la méthode d'extraction utilisée, la taille d'échantillon, la durée et les conditions de stockage, ainsi que la méthode d'analyse. Par conséquent, aucune procédure d'extraction tout à fait satisfaisante n'est adaptée à l'extraction de tous les composés phénoliques ou une catégorie spécifique de substances phénoliques. La solubilité des polyphénols dépend du type de solvant (polarité) utilisé, du degré de polymérisation de composés phénoliques, des interactions des composés phénoliques avec d'autres constituants alimentaires et de la formation de complexes insolubles. Les solvants fréquemment utilisés pour l'extraction des composés polyphénoliques sont le méthanol, l'éthanol, l'acétone, l'eau, l'acétate d'éthyle et le propanol. Il est difficile de trouver une norme spécifique et adaptée pour la quantification des polyphénols en raison de la complexité des substances phénoliques alimentaires ainsi que les différences existants dans la réactivité des phénols vers les réactifs utilisés pour leur dosage (Shahidi et Naczk, 2004).

5.7.1. Extraction

L'extraction des polyphénols totaux a été réalisée selon le protocole proposé par Ali et *al.* (2011). Pour les abricots frais et secs, les échantillons ont été écrasés et homogénéisés pendant 2 minutes avant leur analyse. 5g de l'échantillon ont été dilués à 30 ml avec de méthanol (80%) puis clarifiés par centrifugation (SEGMA 3-30K) à 10 000 ×g pendant 15 min. L'extrait a été filtré à travers une membrane filtrante de 0,45 mm (Figure 13).

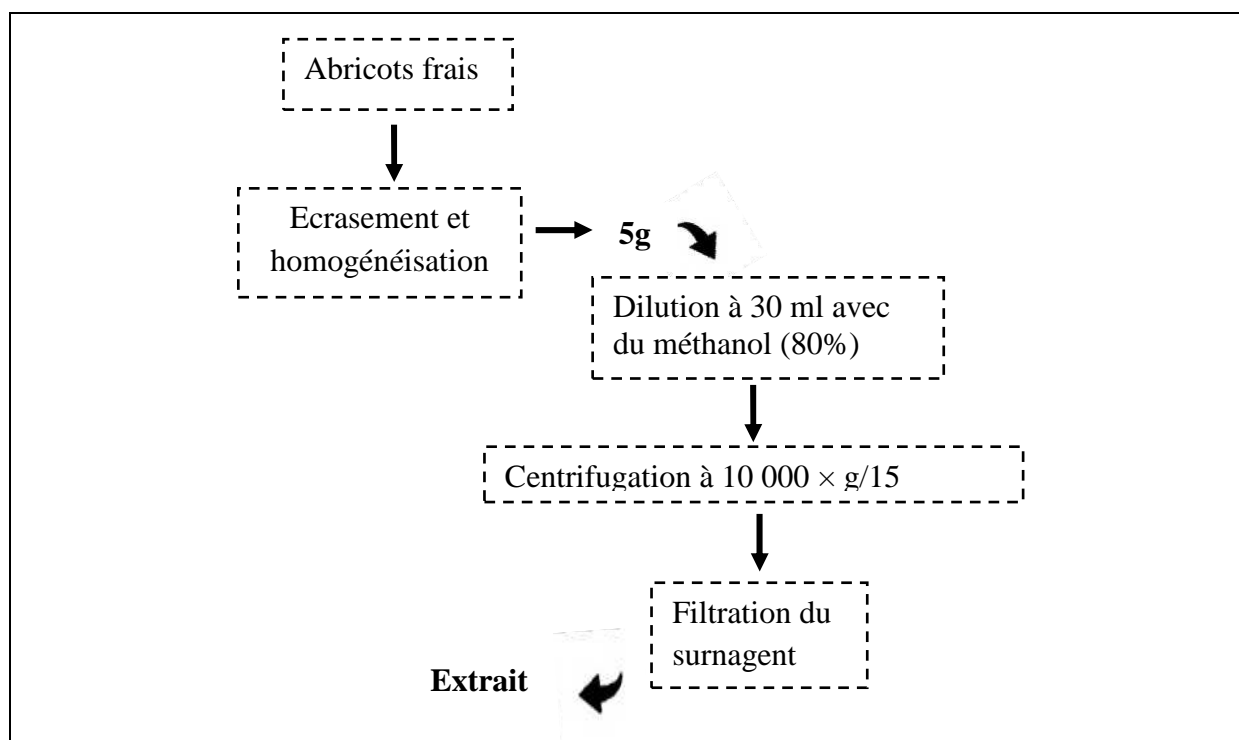


Figure 13. Récapitulation des étapes d'extraction des polyphénols totaux

5.7.2. Dosage des polyphénols totaux

La quantification des polyphénols totaux est basée sur la méthode de Folin-Ciocalteu. Le principe de la méthode de Folin-Ciocalteu est basé sur la réduction en milieu alcalin de la mixture phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) phosphomolybdique ($H_3PMO_{12}O_{40}$) de réactif de Folin par les groupements oxydables des composés phénoliques, conduisant à la formation de produits de couleur bleue (Vermerris et Nicholson, 2006 ; Sochor et *al.*, 2010). Ces derniers présentent un maximum d'absorption à 765 nm dont l'intensité est proportionnelle à la quantité de polyphénols présents dans l'échantillon (Georgé et *al.*, 2005). Les résultats sont exprimés en acide gallique équivalents (GAE) pour 100 g de matière fraîche et/ou de matière sèche.

Le dosage des polyphénols totaux est réalisé selon la méthode décrite par Singleton et *al.* (1999), modifiée par Teow et *al.* (2007) (Figure 14). 0,5 ml de l'extrait est dilué avec 5 ml

de l'eau distillée, puis 0,5 ml de réactif de Folin–Ciocalteu 1 N (50% ; v/v) a été ajouté. Après 3 minutes, 0,5 ml de carbonate de sodium (20%) sont ajoutés, puis le mélange est incubé à l'obscurité pendant une heure à température ambiante. La lecture d'absorbance est effectuée au spectrophotomètre (4054 UV/Visible Spectrophotomètre ; LKB,Biochrom/ ULT Rospec plus) à 765 nm. La concentration en composés phénoliques totaux de l'extrait est déterminée en se référant à la courbe d'étalonnage préparée avec de l'acide gallique comme standard.

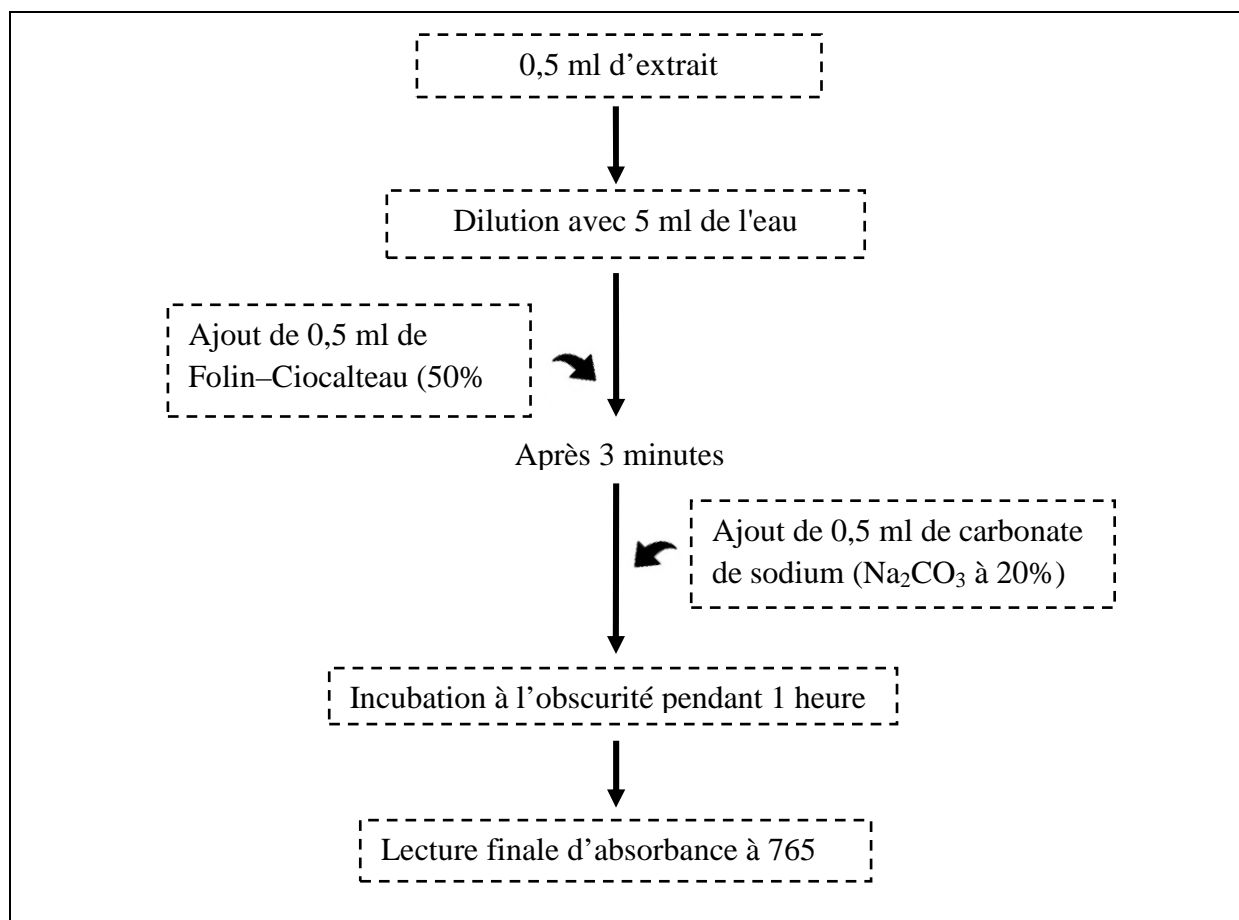


Figure 14. Récapitulation des étapes de dosage des polyphénols totaux

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 15). Elle est établie avec l'acide gallique (0,25 à 0,0039 mg/ml) en se basant sur des essais préalables, et est exprimée en mg équivalent acide gallique par 100 gramme de matière sèche et /ou fraîche. 25 mg d'acide gallique sont dissouts dans 100ml de méthanol, soit une solution (S) avec une concentration de 0,25mg/ml, puis on dilue 5 ml de la solution mère avec 5ml d'eau distillée et on obtient la dilution (S/2), et pour

obtenir pour la dilution (S/4) on dilue 5 ml de la solution (S/2) avec 5ml d'eau distillée. Ainsi pour les autres dilutions, on refait la même procédure (Tableau 07).

Le blanc est représenté par 5 ml d'eau distillée, additionné de 0,5 ml de Folin-Ciocalteu (1N) et 0,5 ml de carbonate de sodium (20%).

Tableau 07. Préparation des dilutions de l'acide gallique pour la réalisation de la courbe standard des polyphenols totaux

Dilutions	S	S/2	S/4	S/8	S/16	S/32	S/64
Concentrations (mg/ml)	0,25	0,125	0,0625	0,0313	0,0156	0,0087	0,0039

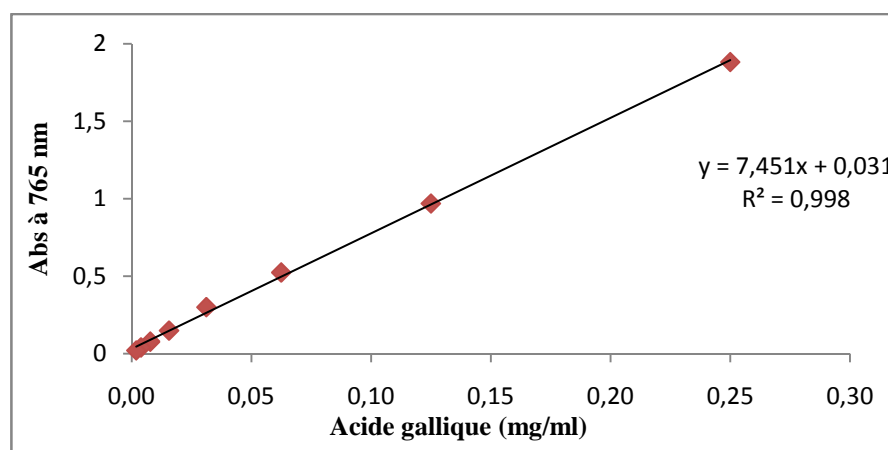


Figure 15. Courbe d'étalonnage pour la quantification des polyphénols

5.7.3. Dosage des flavonoïdes

L'estimation de la teneur en flavonoïdes totaux contenus dans les extraits est réalisée par la méthode de du trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$) (Bahorun et *al.*, 1996). Les flavonoïdes contiennent des groupements hydroxyles (OH) libres, ils forment des complexes jaunâtres par chélation des métaux (fer et aluminium). Ceci traduit le fait que le métal (Al) perd deux électrons pour s'unir à deux atomes d'oxygènes de la molécule phénolique qui agit comme donneur d'électrons (Ribéreau-Gayon, 1968). Le Chlorure d'Aluminium forme des complexes acides stables avec le groupement cétonique C-4 et hydroxyle C-3 ou C-5 de flavones et de flavonols et des complexes acides labiles avec les groupes d'orthodihydroxyle des noyaux A ou B des flavonoïdes. Ces complexes peuvent être dosés par spectrophotométrie UV-Visible (Chang et *al.*, 2002).

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 des flavonoïdes est déduite à partir d'une gamme d'étalonnage établie avec la quercétine (0-40 µg/ml). Elle est exprimée en mg quercétine équivalent/ 100g poids sec et/ou poids frais). Les concentrations sont estimées par un dosage colorimétrique avec du spectrophotomètre à une longueur d'onde $\lambda = 430\text{nm}$. Le dosage des flavonoïdes dans l'extrait d'abricots est représenté par l'organigramme de la figure ci-dessous :

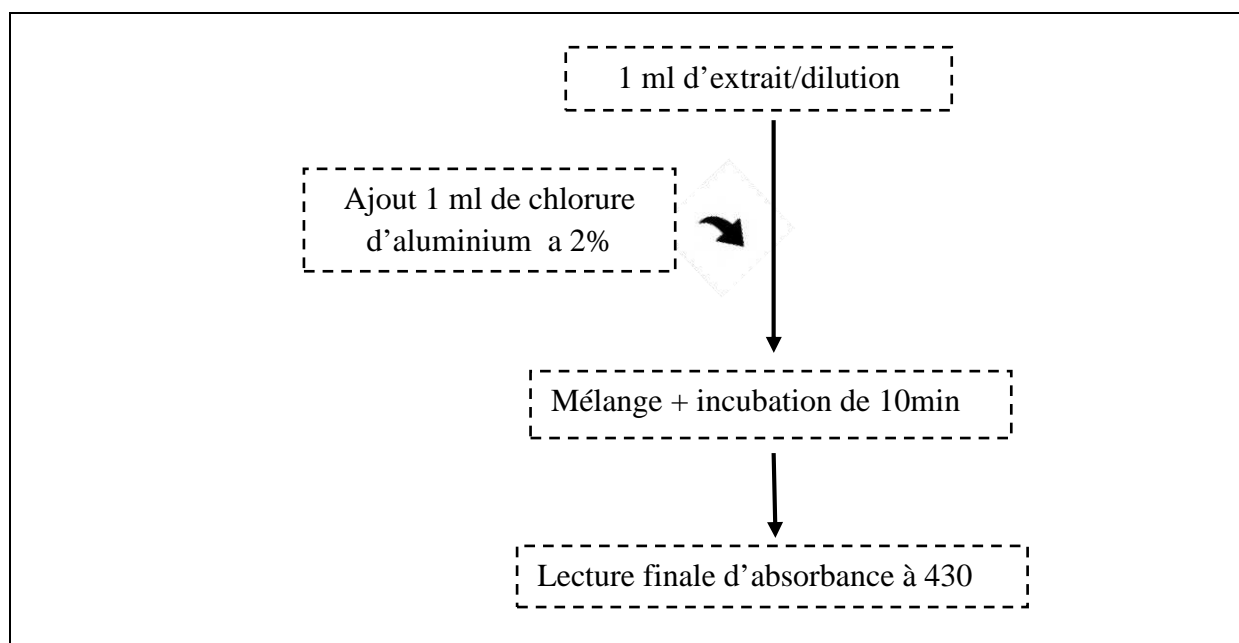


Figure 16. Récapitulation des étapes de dosage des flavonoïdes

Préparation de la gamme d'étalonnage

Un standard de calibration (Figure 16) a été préparé en utilisant des solutions de quercétine de différentes concentrations de 40 à 0,625 µg/ml (Tableau 08). Ces concentrations sont pratiquées dans les mêmes conditions opératoires que les échantillons.

Tableau 08. Préparation des dilutions de la quercétine pour la réalisation de la courbe standard des flavonoïdes totaux

Dilutions	S	S/2	S/4	S/8	S/16	S/32	S/64
Concentrations (µg/ml)	40	20	10	5	2,5	1,25	0,625

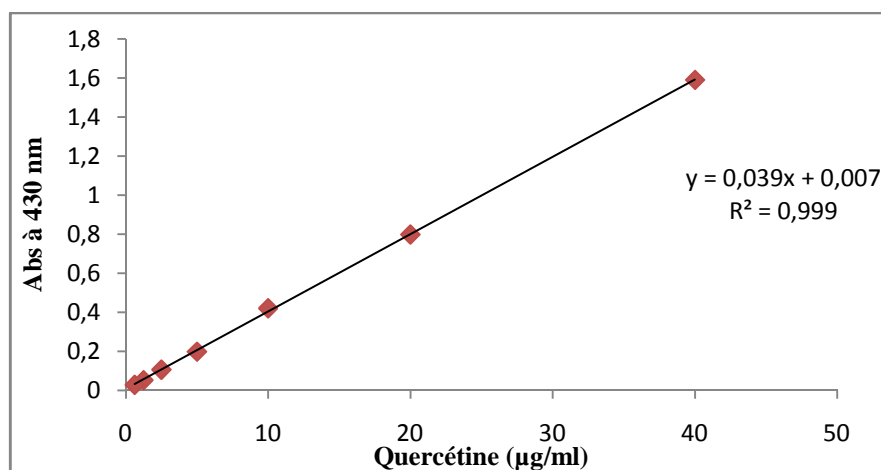


Figure 17. Courbe d'étalonnage pour la quantification des flavonoïdes

5.7.4. Dosage des tanins

Plusieurs méthodes ont été utilisées pour l'évaluation des tanins. Elles sont basées sur la capacité des tanins à former des complexes avec les protéines ou les alcaloïdes, la réactivité de leurs cycles phénoliques ou sur la dépolymérisation. Certains de ces méthodes donnent une réaction avec toutes sortes de tanins et d'autres avec une classe spécifique de tanins: proanthocyanidines, gallotannins, ou ellagitanins (Scalbert, 1992). Dans ce travail, la méthode utiliser se base sur la capacité des tanins à précipiter les protéines (Bovin serum albumin: BSA) ; suivie par un dosage colorimétrique. Cette méthode permet le dosage des tanins hydrolysables et condensées dans l'extrait de plante (Makkar et *al.*, 1988 ; Makkar, 2003).

Les tanins sont connus par leur propriété principale qui est la précipitation des protéines en fonction des facteurs liés au milieu réactionnel (pH, température et temps). La Précipitation complète du complexe tanins-proteine peut prendre de 15 min à 24 h (Hagerman et Robbins, 1987 ; Makkar, 1989).

L'utilisation de la BSA dans le dosage des tanins en milieu acide (Annexe 03) a pour but de séparer ces derniers des autres polyphénols présents dans l'extrait. A un pH acide, elle se produit une précipitation sélective des protéines avec les tanins. Les substances polyphénoliques monomères telles que l'acide chlorogénique, le catéchol et l'acide gallique, etc. ne forment pas de complexes avec les protéines dans ces conditions (Hoff et Singleton, 1977).

Le chlorure ferrique (FeCl_3) réagit avec les tanins (en milieu alcalin : SDS/TEA) (Annexe 03) pour former des chélates de couleur violette (Hagerman et Butler, 1989; Hagerman et *al.*, 1992).

L'estimation quantitative des tanins contenus dans l'extrait est réalisée par la méthode de Hagerman et Butler (1978). 1 ml de l'extrait est ajouté à 2 ml de la solution de BSA (1mg/ml). Après agitation immédiate et incubation de 24 heures à 4°C, le mélange est centrifugé (Bench-top centrifuge NF. 400 R) pendant 15 minutes à 4000 tours par minute. Le surnageant est jeté et le culot est récupéré et lavé avec du tampon acétate (pH 4,9). Le précipité est 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 est effectuée au spectrophotomètre à 510 nm contre un tube témoin où l'échantillon est remplacé par un volume équivalent de l'eau (Figure 18).

La quantité des tanins est calculée par référence à une gamme d'étalonnage réalisée avec de l'acide tanique (0-1,25mg/ml). Les résultats sont exprimés en mg équivalent acide tanique par 100 g de matière sèche /ou frais.

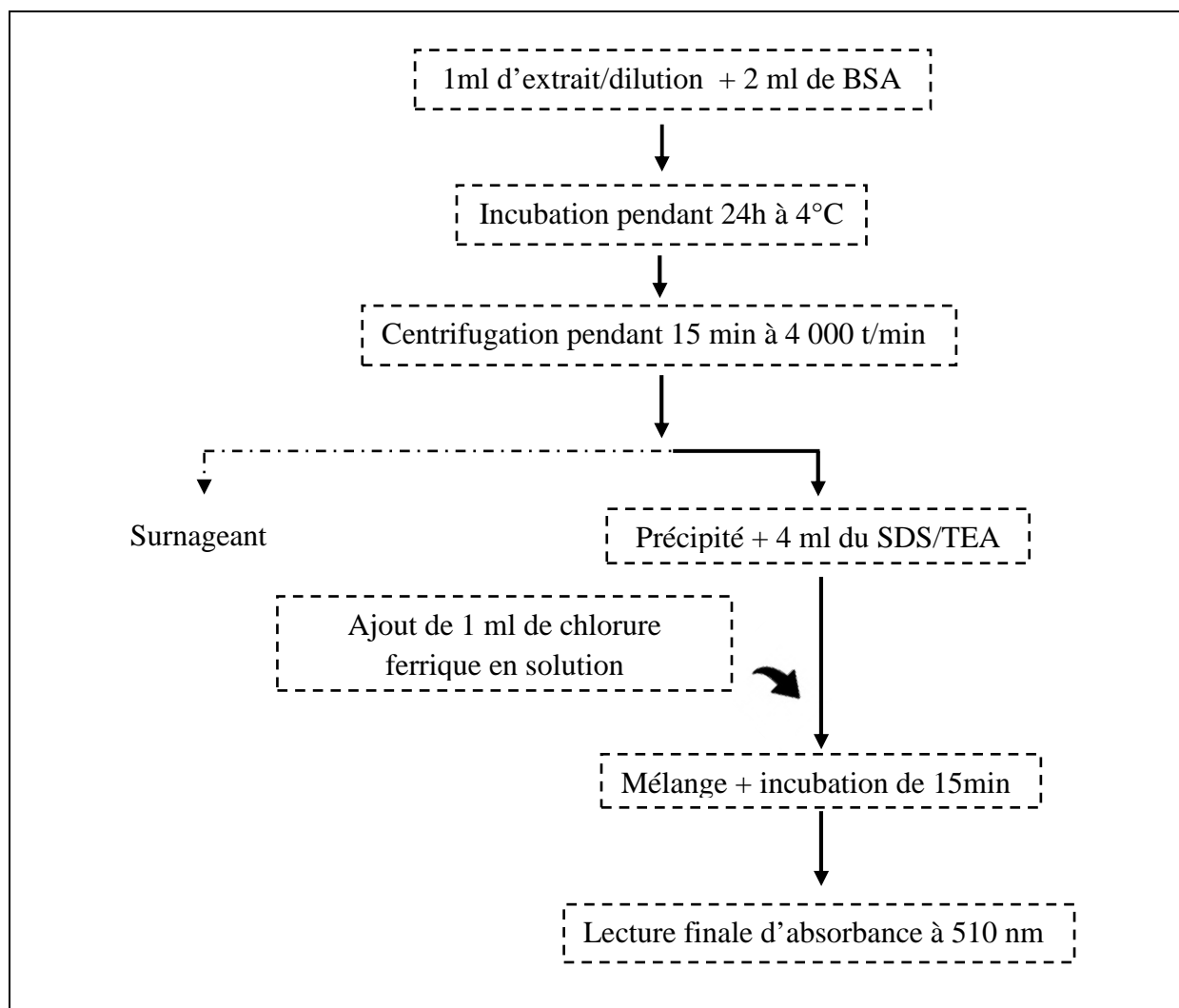


Figure 18. Récapitulation des étapes de dosage des tanins

Préparation de la gamme d'étalonnage

La concentration des tanins, est calculée à partir de l'équation de régression de la courbe d'étalonnage (Figure 19) établie avec l'acide tannique (0,018 -1,25 mg/ml) (Tableau 09).

Tableau 09. Préparation des dilutions de l'acide tannique pour la réalisation de la courbe standard des tanins

Dilutions	S	S/2	S/4	S/8	S/16	S/32	S/64
Concentrations (mg/ml)	1,25	0,625	0,312	0,156	0,078	0,039	0,018

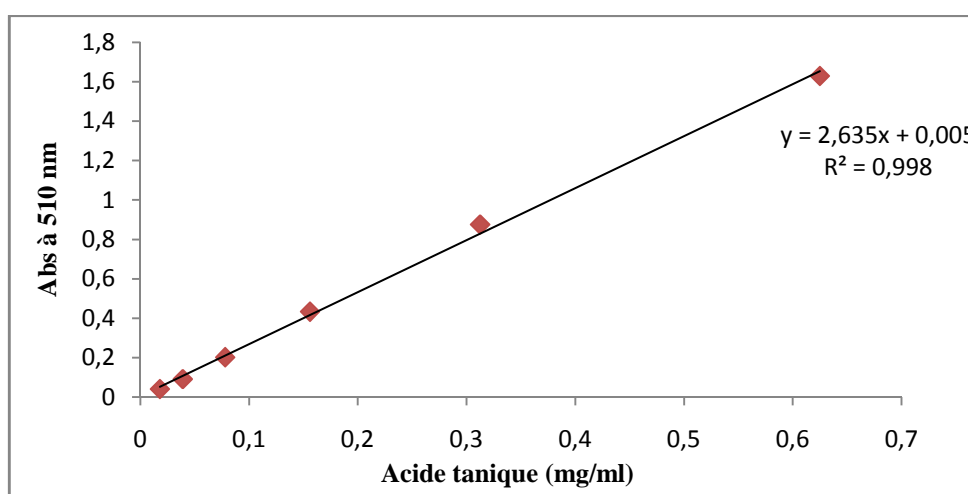


Figure 19. Courbe d'étalonnage pour la quantification des tanins

5.8. Activité antioxydante des extraits polyphénoliques

Pour étudier l'activité antiradicalaire des différents extraits, nous avons opté pour la méthode utilisant le DPPH (diphényl picryl-hydrayl) comme un radical libre relativement stable. Cette méthode est couramment pratiquée pour l'évaluation du potentiel de piégeage de radicaux libres d'une molécule antioxydante. Elle est considérée comme l'une des méthodes colorimétriques standards (Mishra et *al.*, 2012).

Dans ce test, les antioxydants réduisent le diphényl picryl-hydrayl ayant une couleur violette en un composé jaune, le diphényl picryl-hydrazine (Figure 20), dont l'intensité de la couleur est inversement proportionnelle à la capacité des antioxydants présents dans le milieu à donner des protons (Sanchez-Moreno, 2002). L'absorbance du radical est dans la gamme de 515–520 nm (Noipa et *al.*, 2011).

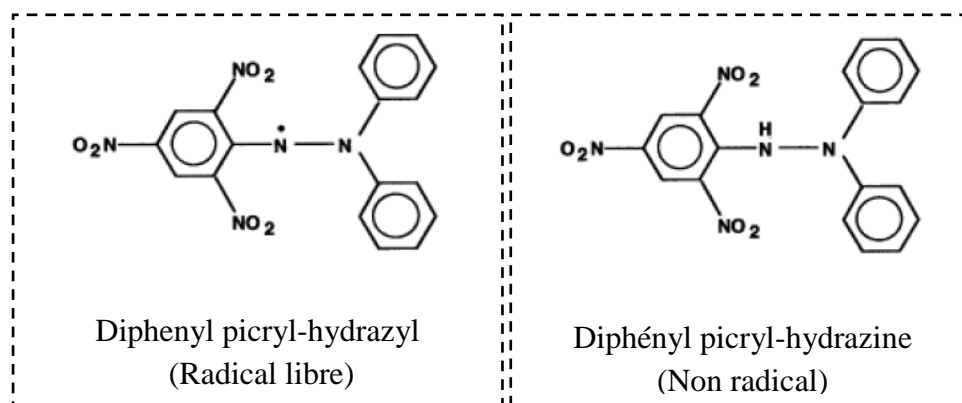
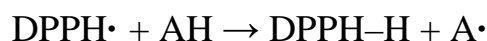


Figure 20. Formes libre et réduite de DPPH (Molyneux, 2004).

Le piégeage de DPPH est suivi par une diminution de l'absorbance. Cette diminution se produit en raison de la réduction par un antioxydant (AH) ou une réaction avec une espèce radicalaires (R•) (Gordon, 2001).



La réaction est généralement rapide, mais des réactions secondaires lentes peuvent provoquer une diminution progressive de l'absorbance, et l'équilibre ne peut être atteint que pendant plusieurs heures. Toutefois, la Plupart des chercheurs font la lecture après 15 ou 30 minutes (Gordon, 2001).

L'activité antioxydante a été mesurée selon le protocole décrit par Kuskoski et *al.* (2006), modifié par Faller et Fialho (2010). 0,1 ml d'extrait a été prise dans le tube à essai et 3,9 ml de solution DPPH (6×10^{-5} mol/L) a été ajouté et incubé à température ambiante. L'absorbance a été mesurée à 517 nm à 15, 30 et 60 minutes après incubation (Figure 21). La solution DPPH (100 μM), fraîchement préparée avec 80% de méthanol, donne une absorbance de 1,1 à 517 nm. Elle est stockée dans un ballon recouvert de papier d'aluminium et conservée à l'obscurité à 4°C. L'échantillon témoin a été préparé avec la même quantité de méthanol et de la solution DPPH. L'activité antiradicalaire a été estimée selon l'équation ci-dessous :

$$\% \text{ d'activité antiradicalaire} = \left[\frac{A \text{ contrôle} - A \text{ test}}{A \text{ contrôle}} \right] \times 100$$

Avec ;

A contrôle: l'absorbance du témoin (contenant tous les réactifs sans le produit à tester).

A test: l'absorbance du test après 15, 30 et 60 minutes.

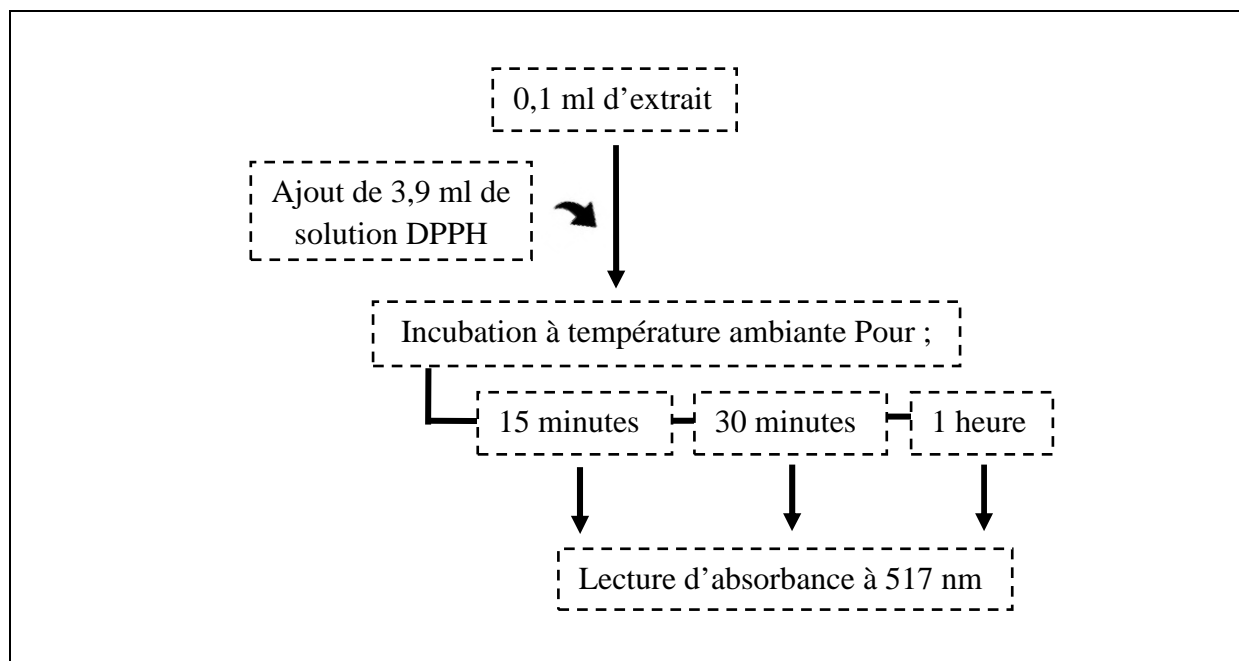


Figure 21. Récapitulation des étapes d'évaluation de l'activité antioxydante

5.9. Analyses statistiques et traitement des résultats

Les résultats des tests effectués sont exprimés en moyenne \pm écart-type. Les teneurs en polyphénols totaux, tanins, flavonoïdes et caroténoïdes 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/matière sèche suivant l'expression (1).

$$\left. \begin{array}{l}
 A \longrightarrow 100 \text{ g/MF} \\
 A \longrightarrow X \text{ g /MS} \\
 B \longrightarrow 100 \text{ g/MS}
 \end{array} \right\} B = \frac{100 \times A}{x} \quad (1)$$

Avec;

A : teneur par 100 g de matière fraîche de produit,

B : teneur par 100 g de matière sèche de produit,

X : matière sèche contenue dans 100g de produit.

Pour le jus et la confiture, la quantité de sucre ajoutée est soustraite de la matière sèche totale avant l'expression des résultats ($B = b - b'$) avec ;

b : teneur en matière sèche totale

b' : quantité de sucre ajoutée au cours du procédé

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 $p \leq 0,05$. La corrélation entre la teneur en polyphénols et l'activité antioxydante des extraits est calculée à partir de la courbe de régression par le logiciel XLSTAT 2009.

Résultats
&
discussion

1. Procédé jus

1.1. Taux d'humidité

Le produit alimentaire est considéré comme un système composite dans lequel l'eau joue un rôle capital. L'eau affecte directement la qualité des produits 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 conservation et de transformation. La détermination de l'humidité nous permet de rapporter les résultats des constituants biochimiques à la matière sèche. La figure 22 montre les variations de la teneur en eau au cours du procédé jus, pour les trois lots étudiés. Les résultats sont exprimés en % par rapport à la matière fraîche.

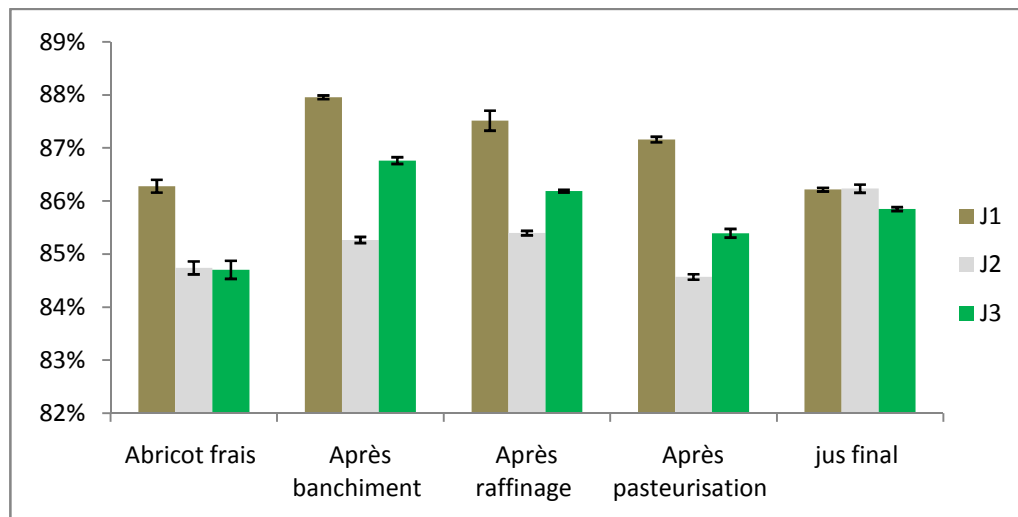


Figure 22. Variation de la teneur en eau au cours du procédé jus
J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

Les valeurs moyennes de l'humidité des abricots frais analysés sont comprises entre 84,70% et 86,28%. Elles sont incluses dans l'intervalle indiqué par ANSES-CIQUAL (2012) (82,70% à 91%) et par Akin et *al.* (2008) (74,19% à 88,17%). Par ailleurs, une différence significative ($p \leq 0,05$) a été constatée entre les abricots frais du lot J1 et des lots J2 et J3. Cette différence peut s'expliquer par le fait que l'industriel utilise un mélange de différentes variétés issues de plusieurs régions. Le taux d'humidité n'est pas une caractéristique variétale, mais il dépend beaucoup plus des conditions pédoclimatiques et par conséquent, il peut être influé par l'effet région.

Une différence entre les étapes du procédé jus a été révélée pour chaque lot (Tableau 10). Après blanchiment, une augmentation de l'humidité a été observée. Cette augmentation n'est pas provoquée uniquement par le traitement lui-même (blanchiment à vapeur d'eau),

mais aussi par l'eau résiduelle provenant du lavage. Toutefois, pour les étapes qui suivent (raffinage et pasteurisation), d'une manière générale une diminution de l'humidité a été observée. Cette réduction est due à l'évaporation de l'eau provoquée par les traitements thermiques. Pour le jus final, l'humidité est de $86,21 \pm 0,03\%$, $86,23 \pm 0,07\%$ et $85,85 \pm 0,03\%$ pour les lots J1, J2 et J3 respectivement. Ces valeurs se rapprochent des taux d'humidité du jus d'abricots ($85,27 \pm 1,09\%$) signalés par Aider et Halleux (2008).

Tableau 10. Analyse des différences entre les étapes du procédé jus pour la teneur en eau
($p \leq 0,05$)

Etapes	J1	J2	J3
Abricots frais	$86,28 \pm 0,12^a$	$84,74 \pm 0,12^a$	$84,70 \pm 0,17^a$
Après blanchiment	$87,96 \pm 0,04^b$	$85,27 \pm 0,06^b$	$86,76 \pm 0,06^b$
Après raffinage	$87,52 \pm 0,19^c$	$85,40 \pm 0,04^c$	$86,19 \pm 0,03^c$
Après pasteurisation	$87,16 \pm 0,05^d$	$84,57 \pm 0,05^d$	$85,39 \pm 0,08^d$
jus final	$86,22 \pm 0,04^e$	$86,23 \pm 0,08^e$	$85,85 \pm 0,04^e$

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative.

-Humidité en % ; J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

1.2. Acidité titrable

L'acidité est parmi les principaux paramètres qui déterminent la qualité des fruits, elle est très souvent utilisée pour la caractérisation technologique des produits issus de la transformation des fruits (Lozano, 2006). L'évolution de l'acidité titrable au cours du procédé jus est illustrée dans la figure 23.

D'après la figure citée ci-dessus, nous remarquons une faible acidité des abricots frais du lot J1 avec un pourcentage de $0,534 \pm 0,015\%$, suivis par les abricots du lot J2 avec une acidité de $0,653 \pm 0,009\%$, et en fin les abricots du lot J3 avec une acidité relativement un peu plus élevée équivalente à $0,654 \pm 0,011\%$. Par comparaison aux différents travaux réalisés sur les abricots frais, les résultats obtenus sont en accord avec ceux de Ali et *al.* (2011) dont l'acidité est comprise entre 0,450 et 0,860%. Par ailleurs, les études de Leccese et *al.* (2012) sur 18 variétés d'abricots ont révélé un intervalle d'acidité plus étendu, oscillant entre 0,480 et 2,280 %.

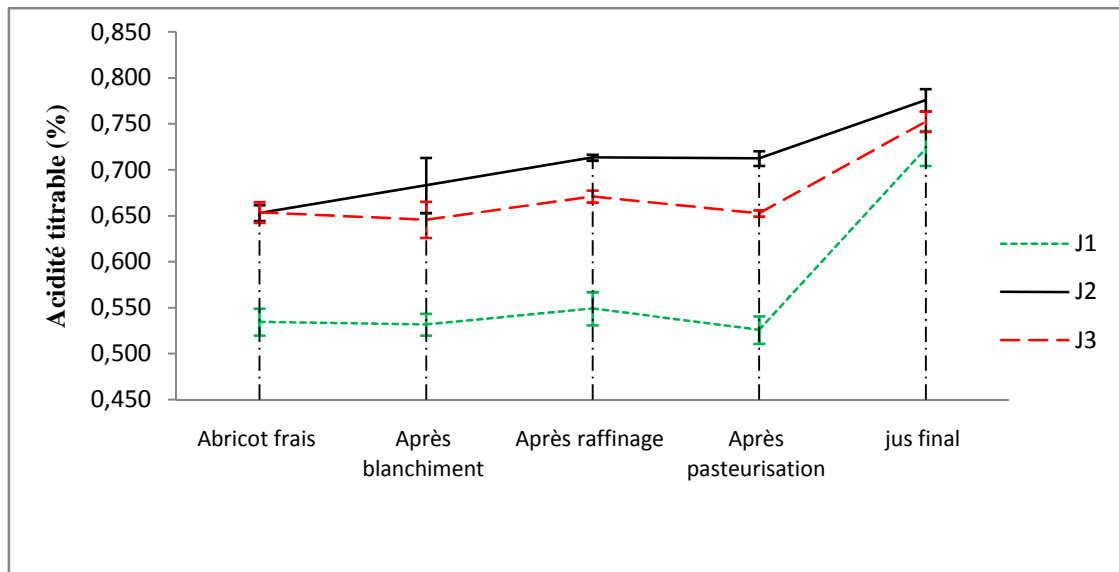


Figure 23. Evolution de l'acidité titrable au cours du procédé jus
 J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

Parmi les changements biochimiques qui reflètent un bon état de maturité d'abricots, figure la diminution de l'acidité (Luh et *al.*, 1986). Au vu des résultats obtenus, nous pouvons dire que nos échantillons possèdent une acidité titrable modérée, reflétant un bon état de maturité. Toutefois, l'analyse de la variance (Tableau 11) indique la présence d'une différence significative ($p \leq 0,05$) entre les abricots frais du lot J1 et les deux autres lots (J2 et J3) du procédé jus. Cette différence est probablement due à la variabilité de la matière première (variété, région, état de maturité, etc.) qui peut affecter la teneur et la composition en acides organiques (Leccese et *al.*, 2012).

Le suivi de l'acidité au cours du procédé jus indique une augmentation après raffinage. Ces résultats peuvent avoir explication dans les travaux de Lo Voi et *al.* (1993) sur 11 variétés d'abricots, ils ont rapporté que la pulpe raffinée des variétés étudiées avait une forte acidité variant entre 0,58% et 2,70%. De même, après pasteurisation, nous remarquons une légère diminution (non significative) de l'acidité titrable. Les études faites par Lay-Yee et Rose (1994) sur la pulpe de nectarines rapportent que le traitement thermique peut causer une diminution de l'acidité titrable, et que cette diminution augmente avec l'augmentation du temps de traitement. Les mêmes résultats ont été constatés pour les pommes traitées avec de la chaleur (Klein et Lurie, 1990). Selon Lozano (2006), la légère diminution de l'acidité pourrait être due en partie à une copolymérisation d'acides organiques avec des produits des réactions de brunissement. De même, les acides organiques peuvent réagir avec les sucres réducteurs pour produire des pigments bruns.

Pour le jus final, l'acidité titrable est de $0,723\pm 0,019\%$, $0,776\pm 0,012\%$ et $0,752\pm 0,011\%$ respectivement pour les lots J1, J2 et J3. Ces résultats restent inférieurs à la valeur rapportée par Aider et Halleux (2008) qui vaut $0,980\%$. Il faut noter qu'en général pour les jus de fruits, l'acidité titrable exigée de l'ordre de 1% (Rutledge, 1996). Par rapport à l'acidité de l'abricot frais, l'accroissement de l'acidité titrable pour le jus final peut s'expliquer par l'ajout de l'acide citrique (1 à 3 g/l) juste avant la deuxième pasteurisation.

Tableau 11. Analyse des différences entre les étapes du procédé jus pour l'acidité titrable ($p \leq 0,05$)

Étapes	J1	J2	J3
Abricots frais	$0,534\pm 0,015^a$	$0,653\pm 0,009^a$	$0,654\pm 0,011^a$
Après blanchiment	$0,532\pm 0,012^a$	$0,683\pm 0,030^{ab}$	$0,646\pm 0,020^a$
Après raffinage	$0,549\pm 0,018^a$	$0,713\pm 0,003^b$	$0,671\pm 0,007^a$
Après pasteurisation	$0,526\pm 0,015^a$	$0,712\pm 0,008^b$	$0,653\pm 0,004^a$
jus final	$0,723\pm 0,019^b$	$0,776\pm 0,012^c$	$0,752\pm 0,011^b$

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative.

-Acidité titrable en % ; J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

1.3. pH

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 jus, sont regroupées dans le tableau 12.

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

Étapes	J1	J2	J3
Abricots frais	$3,90\pm 0,04^a$	$4,02\pm 0,06^a$	$3,92\pm 0,03^a$
Après blanchiment	$3,88\pm 0,05^a$	$4,03\pm 0,02^a$	$3,90\pm 0,04^a$
Après raffinage	$3,77\pm 0,04^b$	$3,83\pm 0,02^b$	$3,89\pm 0,03^a$
Après pasteurisation	$3,77\pm 0,05^b$	$3,81\pm 0,04^b$	$3,94\pm 0,03^a$
jus final	$3,60\pm 0,04^c$	$3,48\pm 0,09^c$	$3,57\pm 0,02^b$

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative

-J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

D'après les résultats illustrés dans le tableau 12, nous remarquons que les valeurs du pH des abricots frais des lots J1 et J3 sont pratiquement identiques. Cependant le pH des abricots frais du lot J2 est légèrement supérieur. 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 Leccese et *al.* (2012) (3,35 à 4,41), cependant ils sont inférieurs par rapport aux valeurs de pH indiquées par Ali et *al.* (2011) qui sont dans la plage de 3,80 à 5,20.

L'étape de blanchiment n'a pas exercé un grand effet sur le pH des abricots, toutefois une diminution significative du pH a été remarquée pour les lots J1 et J2 après raffinage. Cette diminution pourrait s'expliquer par l'augmentation de l'acidité titrable à cette étape. En effet, l'ajout de l'acide citrique avant la deuxième pasteurisation, contribue à la diminution du pH du jus final. Selon Rutledge (1996), le pH du jus doit être inclus dans l'intervalle de 3 à 4 pour mieux conserver les qualités du jus. Les valeurs du pH enregistrées pour le jus final conviennent avec la valeur indiquée par Aider et Halleux (2008) (3,45) pour le jus d'abricots. Toutefois nos résultats semblent être supérieurs à ceux signalés par Versari et *al.*, (2008), et qui varient entre 3,24 et 3,30.

1.4. Taux de Brix

Les valeurs moyennes des taux de Brix enregistrées au cours du procédé jus sont données dans le tableau 13.

Tableau 13. Analyse des différences entre les étapes du procédé jus pour le taux de Brix (p≤0,05)

Etapes	J1	J2	J3
Abricots frais	11,27±0,12 ^a	11,47±0,06 ^a	12,13±0,06 ^a
Après blanchiment	10,70±0,00 ^b	10,47±0,06 ^b	10,57±0,12 ^b
Après raffinage	10,70±0,10 ^b	11,10±0,10 ^c	10,90±0,00 ^c
Après pasteurisation	10,80±0,10 ^b	11,27±0,06 ^c	11,20±0,06 ^d
Jus final	12,27±0,12 ^c	12,27±0,06 ^d	12,50±0,10 ^e

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative

-J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

Le degré Brix est l'un des critères de base utilisés pour la définition de jus de fruits. Théoriquement, il est bien connu que le degré Brix indique le pourcentage de matière sèche soluble dans l'eau du jus de fruit. 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 abricots frais des trois lots. La comparaison de nos résultats avec d'autres travaux a révélé que les taux de Brix obtenus concordent avec ceux de plusieurs études dont Roussos et *al.* (2011) et Leccese et *al.* (2012B) qui ont constaté des taux de Brix respectivement de 10,6 à 15,2 et de 8,15 à 17,24. De même, Akin et *al.* (2008)

ont trouvé une plage plus étendue comprise entre 10,20 et 23,65. Cependant nos résultats sont légèrement inférieurs à ceux signalés par Milosevic et *al.* (2013) qui s'étalent entre 14,25 et 15,25.

En effet, l'opération de lavage des abricots pratiquée pourrait contribuer à la diminution du taux de Brix après blanchiment par accumulation à des valeurs de $10,7 \pm 0,0$ pour le lot J1, $10,47 \pm 0,06$ pour le lot J2 et $10,57 \pm 0,12$ pour le lot J3. Les taux de Brix enregistrés après raffinage concordent bien avec ceux signalés par Lo Voi et *al.* (1993) qui sont compris entre 9 et 13,3 pour la pulpe d'abricot raffinée. L'augmentation du taux de Brix du jus final pourrait s'expliquer par l'ajout de certains ingrédients notamment le sucre (8 à 10%). En effet, la reconstitution du jus d'abricot exige un taux de Brix minimal de 11,5 pour le jus final (CODEX STAN 247-2005). Les taux de Brix constatés sont équivalents à $12,27 \pm 0,12$, $12,27 \pm 0,06$ et $12,50 \pm 0,10$ respectivement pour les jus des lots J1, J2 et J3. Ils sont donc conformes aux normes.

1.5. Taux de cendres

Les taux de cendres enregistrés au cours du procédé jus et les résultats de l'analyse de la variance sont représentés dans le tableau 14.

Tableau 14. Analyse des différences entre les étapes du procédé jus pour le taux de cendres ($p \leq 0,05$)

Etapes	J1	J2	J3
Abricots frais	$0,453 \pm 0,015^a$	$0,625 \pm 0,021^a$	$0,549 \pm 0,040^a$
Après blanchiment	$0,433 \pm 0,014^a$	$0,631 \pm 0,013^a$	$0,537 \pm 0,007^a$
Après raffinage	$0,436 \pm 0,017^a$	$0,531 \pm 0,013^b$	$0,460 \pm 0,011^b$
Après pasteurisation	$0,462 \pm 0,042^a$	$0,618 \pm 0,014^a$	$0,475 \pm 0,019^b$
Jus final	$0,213 \pm 0,016^b$	$0,316 \pm 0,007^c$	$0,209 \pm 0,014^c$

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative

-Taux de cendres en % ; J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

Le taux de cendres représente la quantité totale en sels minéraux présents dans le fruit. Nous constatons, selon le tableau 14, que les abricots du lot J2 sont relativement plus riches en sels minéraux ($0,625 \pm 0,021\%$) comparativement aux lots J1 ($0,453 \pm 0,015\%$) et J3 ($0,549 \pm 0,040\%$). Ainsi l'analyse de variance appliquée confirme cette différence entre la teneur en cendre des trois lots. De même, nos résultats sont semblables à ceux cités par Belitz et *al.* (2009), qui indiquent que l'abricot renferme des teneurs en cendres de l'ordre de 0,6%. Par ailleurs, les travaux de Akin et *al.* (2008) sur 11 variétés d'abricots, ont rapporté des

valeurs entre 0,50% et 0,89%. De plus, nos résultats rejoignent aussi ceux de Lo Voi et *al.* (1993) qui ont cité des valeurs comprises entre 0,35% et 0,66%.

Concernant les étapes du procédé, nous constatons qu'il y'a absence de différence significative entre les taux de cendres. Mis à part pour le jus final où la teneur en cendres a baissé pour atteindre des valeurs de $0,213 \pm 0,016\%$, $0,316 \pm 0,007\%$ et $0,209 \pm 0,014\%$ pour les lots J1, J2 et J3 respectivement. Cette diminution pourrait être la résultante de l'ajout de l'eau à l'étape de préparation du jus. L'addition de l'eau a provoqué une dilution de la pulpe, et par conséquent une diminution de la teneur en cendres. Par comparaison aux résultats évoqués par Aider et Halleux (2008) qui valent $0,47 \pm 0,04\%$, les valeurs obtenues dans cette étude sont inférieures.

1.6. Caroténoïdes

Pour évaluer l'effet du procédé sur les caroténoïdes, 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. De même, la quantité du sucre ajouté au cours du procédé peut biaiser cette évolution. Les données obtenues sur la base de matière sèche doivent donc être corrigées par rapport à la teneur en sucre ajouté au cours du procédé (Colin-Henrion, 2008). Cette correction s'effectue en supposant un apport constant de 9 % de sucre est ajouté au moment du sucrage de jus. Ces données, fournies par l'industriel, permettent de calculer le pourcentage de sucre dans le produit sec dosé mais également la matière sèche réelle de la fraction « abricot » du produit.

L'évolution de la teneur en caroténoïdes au cours du procédé jus est représentée dans la figure 24. Les teneurs en caroténoïdes des trois lots sont exprimées en mg équivalent β -carotène par rapport à 100 g de matière sèche (Figure 24).

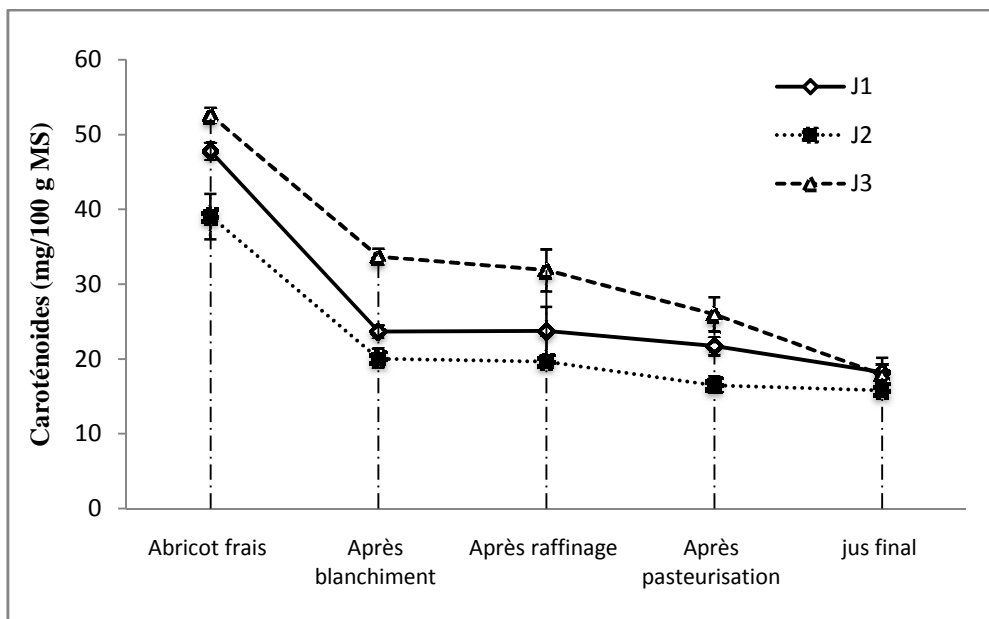


Figure 24. Évolution de la teneur en caroténoïdes des abricots au cours du procédé jus
J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

Les teneurs en caroténoïdes enregistrées au cours du procédé jus et les résultats de l'analyse de la variance sont représentés dans le tableau 15.

Tableau 15. Analyse des différences entre les étapes de transformation en jus pour la teneur en caroténoïdes ($p \leq 0,05$)

Lots	Abricots frais	Après blanchiment	Après raffinage	Après pasteurisation	Jus final
J1	47,76 ± 1,16 ^a	23,66 ± 0,82 ^c	23,72 ± 1,29 ^c	21,70 ± 1,24 ^d	18,21 ± 1,97 ^e
J2	39,06 ± 3,03 ^a	20,05 ± 1,28 ^c	19,66 ± 0,58 ^c	16,51 ± 1,09 ^d	15,80 ± 0,88 ^d
J3	52,61 ± 1,03 ^a	33,69 ± 1,07 ^c	31,87 ± 2,81 ^c	25,95 ± 2,33 ^d	17,86 ± 1,34 ^e

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative.

-Teneur en caroténoïdes (mg/100g MS) ; J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

Les abricots sont considérés comme une bonne source de caroténoïdes (Akin et al., 2008). La couleur du jus est l'un des principaux facteurs associés à leur acceptabilité, cette couleur est principalement due à la présence de caroténoïdes (Meléndez-Martínez et al., 2010). Les teneurs en caroténoïdes des abricots frais utilisés pour la fabrication du jus sont $6,55 \pm 0,15$ mg/100g MF, $5,96 \pm 0,46$ mg/100g MF et $8,04 \pm 0,15$ mg/100g MF pour les lots J1, J2 et J3 respectivement. La comparaison entre la teneur en caroténoïdes des abricots frais des trois lots a révélé une différence significative au seuil de 5% entre le lot J2 et les deux autres lots (J1 et J3). Les résultats obtenus sont dans la plage décrite par Ruiz et al. (2005) (1,36 à 38,52 mg/100 g MF). Par contre, ils sont supérieurs aux valeurs citées par García-Martínez et

al. (2013) et Fratianni *et al.* (2013) qui valent respectivement 1,64 mg/100 g MF et 1,40 mg/100 g MF. De même, par rapport à la matière sèche (Tableau 15), les résultats obtenus dans la présente étude sont supérieurs à ceux enregistrés par Akin *et al.* (2011) qui sont de l'ordre de 10,12 et 18,13 mg/100 g MS. En effet, les différences constatées entre les teneurs en caroténoïdes des fruits frais pourraient être dues aux facteurs génétiques, environnementaux et agronomiques des abricots de chaque lot (Fratianni *et al.*, 2013).

➤ **Blanchiment**

Une diminution remarquable de la teneur en caroténoïdes est aperçue après blanchiment. Les nouvelles valeurs enregistrées sont $23,65 \pm 0,82$ mg/100 g MS, $20,04 \pm 1,27$ mg/100 g MS et $33,68 \pm 1,07$ mg/100 g MS pour les lots J1, J2 et J3 respectivement, soit une diminution de 50% pour les lots J1 et J2, et de 36% pour le lot J3. L'analyse de variance a montré un effet significatif de cette étape sur la teneur en caroténoïdes des abricots frais (Tableau 15). L'effet du blanchiment sur les caroténoïdes a été étudié sur la papaye par Bunea *et al.* (2008). Les résultats obtenus ont montré que le blanchiment affecte la teneur en caroténoïdes, dont la diminution varie entre 15 % et 64%. De plus, les travaux des Mayer-Miebach et Spiep (2003) sur les caroténoïdes de la carotte ont signalé qu'un blanchiment à 90°C pendant 15 minutes diminue l'apport en β -carotène. De même, Scott et Eldridge (2005) rapportent que le blanchiment du maïs à 126,7°C pendant 12 minutes diminue l'apport en α -carotène d'environ 62% (cité par Brunton, 2013). Toutefois nos résultats ont été contradictoires avec ceux de Jabbar *et al.* (2014) qui ont constaté que le blanchiment des carottes à 100°C pendant 4 minutes augmente légèrement la teneur en caroténoïdes.

Les caroténoïdes dans le fruit sont généralement plus stables que lorsqu'ils sont isolés, en raison de l'effet protecteur des conditions spéciales au sein des tissus. Les traitements mécaniques (dénoyautage et broyage) qui précèdent le blanchiment sont susceptibles d'avoir causé une destruction des caroténoïdes. Ces traitements peuvent apporter les caroténoïdes en contact avec les enzymes de dégradation. L'exposition des caroténoïdes à l'air peut provoquer des pertes plus importantes que sont causés par un traitement thermique. Le β -carotène est généralement le plus sensible, jusqu'à 30 % peut être détruit en quelques secondes (Britton et Khachik, 2009). La présence d'oxygène et de lumière pendant le blanchiment renforce la dégradation des caroténoïdes. Ainsi les caroténoïdes hautement insaturés sont les plus sensibles (Gross, 1991). En effet malgré que le traitement thermique de blanchiment a causé des pertes, il est bénéfique car il inactive les enzymes oxydatives et empêche de plus grandes pertes plus tard (Britton et Khachik, 2009). Quoique la dégradation thermique est la principale

cause de perte de caroténoïdes, il faut seulement éviter les traitements thermiques sévères qui peuvent diminuer le contenu des caroténoïdes trans de plus de moitié (Camire, 1998). Selon Britton et Khachik (2009), la perte des caroténoïdes augmente avec l'augmentation du temps de traitement, et un traitement thermique sévère pour une longue période (1 heure) entraîne la destruction complète des caroténoïdes époxydes. De plus, Gross (1991) a noté que le chauffage de la pulpe de tomates à 100°C en présence d'oxygène produit une perte de 15% après 10 minutes de traitement, et le chauffage pendant 3 heures en présence d'oxygène et de lumière augmente les pertes à 60%.

➤ **Raffinage**

Aucune différence significative n'a été constatée à l'étape de raffinage, à l'exception d'une légère diminution. Cette diminution pourrait être expliquée par le fait que la peau contient des niveaux élevés en caroténoïdes (Campbell et Padilla-Zakour, 2013), et l'élimination d'une partie de la peau ou des épidermes à l'étape de raffinage peut baisser la teneur en caroténoïdes de la pulpe raffinée.

➤ **Pasteurisation et jus final**

Les pertes constatées après l'étape de pasteurisation ont été moindres par rapport à celles de l'étape de blanchiment. Une diminution de la teneur en caroténoïdes de 4,2%, 8% et 11,2% a été remarquée après la première pasteurisation à des niveaux de $21,7 \pm 1,23$, $16,50 \pm 1,09$ et $25,94 \pm 2,32$ mg/100 g MS pour les lots J1, J2 et J3 respectivement. Cette diminution est significative pour les trois lots étudiés. Le jus final ayant subi une deuxième pasteurisation avait des teneurs en caroténoïdes de $18,21 \pm 1,97$, $15,80 \pm 0,87$ et $17,86 \pm 1,33$ mg/100 g MS respectivement pour les lots J1, J2 et J3. Ces valeurs sont significativement différentes de celles de la première pasteurisation pour les lots J1 et J3. En ce qui concerne l'influence de pasteurisation sur le profil de caroténoïdes de jus, certains auteurs ont mis en évidence une diminution significative de la concentration des caroténoïdes dans les jus de fruits provoquée par la pasteurisation (Lee et Coates, 2003 ; Sandhu et Minhas, 2006). La Chaleur fournit à l'étape de pasteurisation, provoque l'isomérisation de la forme trans des caroténoïdes à la forme cis (Alvarez-Jubete et Tiwari, 2013). De plus, l'acide ajouté juste avant la 2^{ème} pasteurisation peut aussi influencer les caroténoïdes. Selon Meléndez-Martínez et al. (2007), l'acidité peut avoir un effet sur les caroténoïdes de jus, en contribuant à l'isomérisation de certains caroténoïdes. De même, Simpson (1985) mentionne que les caroténoïdes sont altérés par les acides. Par opposition, Sian et Ishak (1991) rapportent que les caroténoïdes sont stables à pH de 2,5 à 4,5.

Globalement, le procédé de transformation de jus avait un effet considérable sur la teneur en caroténoïdes des abricots. L'ensemble des étapes a causé une réduction de l'ordre de 62% pour le lot J1, 59,5% pour le lot J2 et 66% pour le lot J3 de la teneur initiale en caroténoïdes des abricots frais. Ces résultats sont semblables aux travaux de Meléndez-Martínez *et al.* (2010) sur le jus d'orange où ils ont noté une diminution supérieure à 50% de la teneur en caroténoïdes initiale.

1.7. Polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins

Le tableau 16 résume les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins exprimées en matière sèche (MS) et en matière fraîche (MF) enregistrées pour les abricots frais du procédé jus.

Tableau 16. 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 ($p \leq 0,05$)

Lots	Polyphénols (mg GAE)		Flavonoïdes (mg QE)		Tanins (mg TE)		
	/100g MS	/100g MF	/100g MS	/100g MF	/100g MS	/100g MF	
Abricots Frais	J1	489,1±5,1 ^a	67,1±0,7 ^a	74,1±1,4 ^a	10,1±0,2 ^a	33,1±1,6 ^a	4,5±0,2 ^a
	J2	425,3±4,1 ^b	64,9±0,6 ^b	69,6±2,3 ^b	10,6±0,3 ^b	35,3±2,2 ^a	5,3±0,3 ^a
	J3	436,9±4,5 ^c	66,8±0,7 ^c	55,5±1,2 ^c	8,4±0,2 ^c	37,7±2,3 ^a	5,7±0,3 ^a

-Le même exposant signifie absence de différence significative entre les lots pour le même composé.

-J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

La teneur en polyphénols des abricots utilisés pour le procédé jus est de 67,1±0,7 mg GAE/100 g MF, 64,9±0,6 mg GAE/100 g MF et 66,8±0,7 mg GAE/100 g MF, respectivement pour les lots J1, J2 et J3. La comparaison des résultats enregistrés pour les abricots frais, avec d'autres études, a montré que nos résultats concordent avec les plages trouvées par les différents auteurs. Les études de Sochor *et al.* (2010), sur 21 variétés d'abricots, ont donné des teneurs variant entre 41 et 170 mg GAE/100 g MF. De même, pour Leccese *et al.* (2012) ont révélé une teneur entre 22 et 158 mg GAE/100 g MF dans une étude faite sur 18 variétés d'abricots. Les valeurs obtenues dans la présente étude, sont légèrement supérieures à celles signalées par Campbell et Padilla-Zakour, (2013) (33 à 62 mg GAE/ 100 MF) et aussi à la valeur citée par Dragović-Uzelac *et al.* (2009) (50,6 mg GAE/100g MF), par contre ils sont largement inférieurs à ceux indiqués par Ruiz *et al.* (2005) (326 à 1 600 mg GAE/100 g MF). Ainsi par rapport à la matière sèche, Milosevic *et al.* (2013) ont signalé des teneurs entre 319 et 413 mg GAE/100 g MS. Concernant les flavonoïdes, nos résultats sont légèrement

inférieurs à ceux rapportés par Hussain et *al.* (2013) (94 mg QE/100 g MS). Pour les tanins des abricots, nous notons que nous n'avons pas pu comparer nos résultats par manque de références traitant ce paramètre. L'analyse de variance (Tableau 16) a révélé la présence d'une différence significative entre les teneurs en polyphénols et en flavonoïdes des trois lots de jus étudiés, tandis que la différence n'était pas significative pour les tanins. En effet, les composés polyphénoliques contenus dans les fruits peuvent être influencés par la variété, les conditions environnementales, le stade de maturité et les facteurs de récolte (Tiwari et Cummins, 2013). Dans la présente étude, la matière première des lots étudiés n'est qu'un mélange de plusieurs variétés issues de différentes régions, ce qui peut expliquer les différences enregistrées entre les lots étudiés.

L'évolution des teneurs des polyphénols totaux, des flavonoïdes et des tanins au cours des différentes étapes du procédé de transformation d'abricot en jus est représentée respectivement dans les figures 25, 26 et 27.

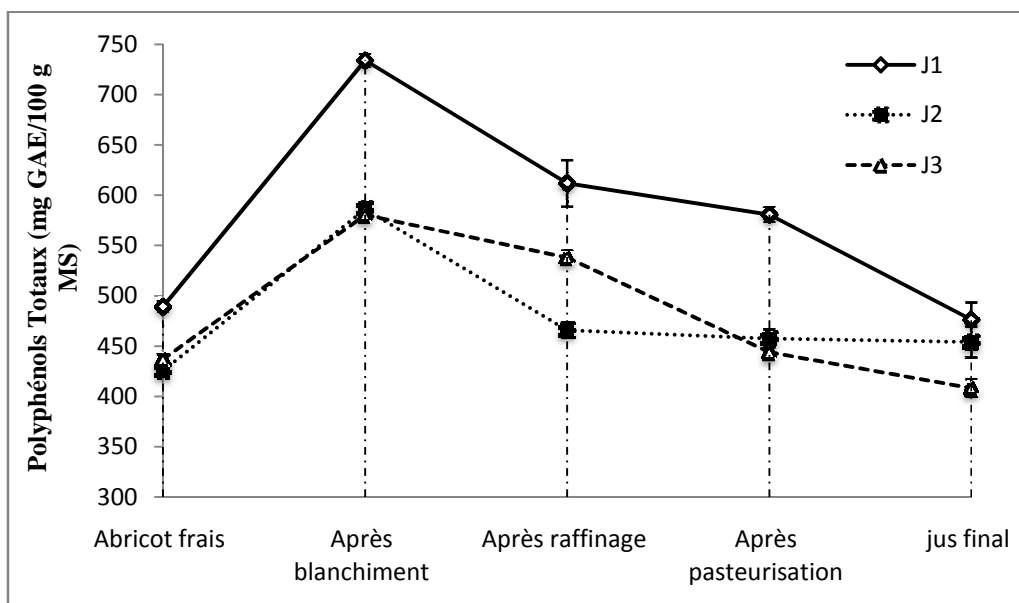


Figure 25. Evolution de la teneur en polyphénols totaux au cours du procédé jus
J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

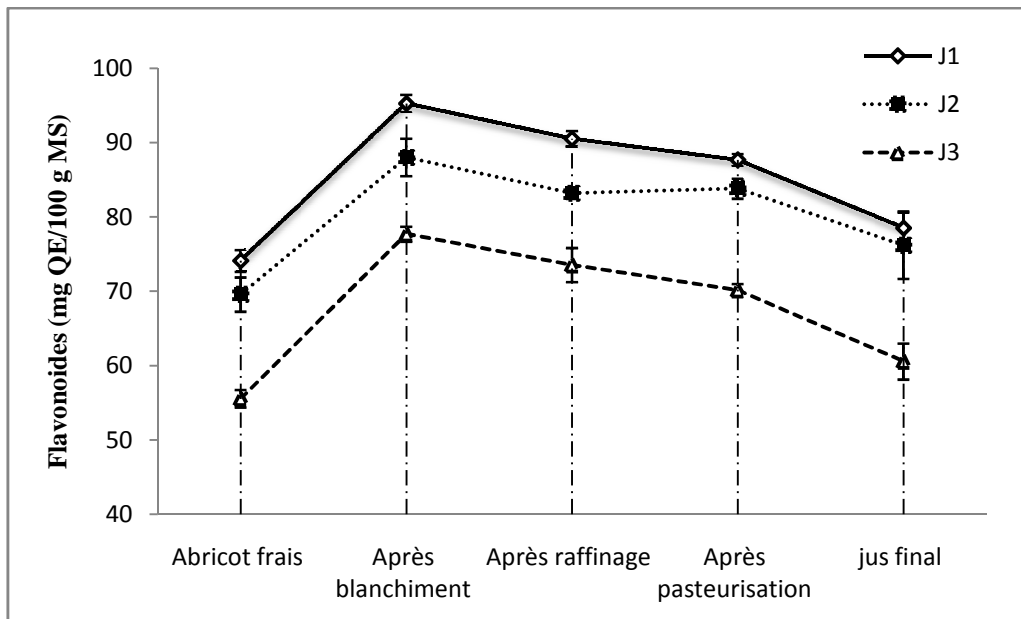


Figure 26. Evolution de la teneur en flavonoïdes au cours du procédé jus
J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

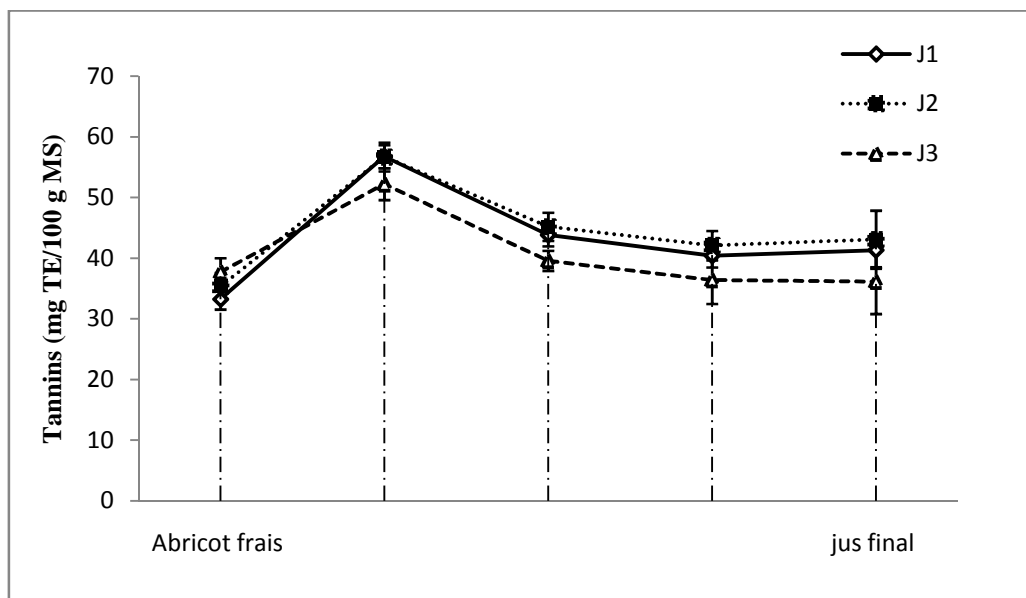


Figure 27. Evolution de la teneur en tanins au cours du procédé jus
J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

D'une manière générale et d'après les figures ci-dessous, nous remarquons que les profils d'évolution des composés phénoliques (polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins) sont comparables pour les trois lots étudiés.

Pour évaluer l'effet du procédé sur la composition phénolique, une analyse de la variance a été réalisée sur l'ensemble des données obtenues (en matière sèche corrigée par rapport à la quantité du sucre ajoutée). Les résultats de cette analyse sont présentés dans le tableau 17.

Tableau 17. Analyse des différences entre les étapes de transformation en jus pour la teneur en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en tanins ($p \leq 0,05$)

Lots	Composé	Étapes				
		Abricots frais	Après blanchiment	Après raffinage	Après pasteurisation	Jus final
J1	Polyphénols	489,1±5,1 ^a	733,9±6,4 ^b	611,9±23 ^c	580,6±7,6 ^c	476,2±17,3 ^d
	Flavonoïdes	74,1±1,5 ^a	95,3±1,2 ^b	90,5±1,1 ^c	87,7±0,8 ^c	78,5±2,3 ^d
	Tanins	33,2±1,7 ^a	56,7±1,9 ^b	43,8±1,8 ^c	40,4±1,9 ^c	41,3±2,8 ^c
J2	Polyphénols	425,3±4,1 ^a	586,2±6,3 ^b	465,9±7,8 ^c	457,4±9,0 ^{cd}	453,9±15,4 ^d
	Flavonoïdes	69,6±2,3 ^a	88,0±2,5 ^b	83,2±0,7 ^b	83,8±1,3 ^b	76,2±4,5 ^c
	Tanins	35,3±2,3 ^a	56,7±2,4 ^b	45,2±2,3 ^c	42,1±2,4 ^c	43,1±4,8 ^c
J3	Polyphénols	437,0±4,5 ^a	580,5±6,8 ^b	538,2±7,0 ^c	443,8±4,4 ^d	408,2±8,9 ^c
	Flavonoïdes	55,6±1,2 ^a	77,7±1,0 ^b	73,6±2,3 ^{bc}	70,2±0,8 ^c	60,6±2,4 ^d
	Tanins	37,7±2,3 ^a	52,2±2,6 ^b	39,6±1,6 ^c	36,4±3,9 ^c	36,1±5,3 ^c

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative.

-Polyphénols (mg GAE/100g MS) ; Flavonoïdes (mg QE/100g MS) ; Tanins (mg TE/100g MS) ; J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

➤ 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). En général et comme indiqué par Ioannou et Ghoul (2012), la plupart des procédés thermiques conduisent à une dégradation des composés phénoliques. Toutefois pour la présente étude, l'évolution de la teneur en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins a révélé un effet positif du blanchiment sur ces composés, où l'augmentation était significative pour les trois lots étudiés. Pour les polyphénols totaux, une augmentation de l'ordre de 50%, 38% et 33% a été observée respectivement pour les lots J1, J2 et J3. De même, la teneur des flavonoïdes a augmenté de 29% pour le lot J1, 28% pour le lot J2 et 40% pour le lot J3. Les tanins avaient subir un accroissement de 70% pour le lot J1, 61% pour le lot J2 et 40% pour le lot J3 respectivement. Ces résultats concordent avec les études de Huang et al. (2013) qui ont étudié l'effet de traitement à 110°C sur les polyphénols de nectar d'abricots. Ils ont constaté que les polyphénols ont doublé après traitement, ils suggèrent que cette augmentation est due à une extraction plus facile des composés phénoliques au cours du traitement thermique. De plus, Leong et Oey (2012) ont essayé d'évaluer l'effet du chauffage à 98°C pendant 10 min sur les anthocyanes de quelques fruits d'été (les cerises, les nectarines,

les pêches, les prunes et les abricots). Ils ont constaté que les fruits chauffés contenaient plus d'anthocyanes que les fruits frais. Ainsi, nos résultats se rapprochent de ceux trouvés par Colin-Henrion (2008), qui a signalé que le traitement thermique à 85°C pendant 15 min provoque une augmentation de 23% de la teneur en composés phénoliques (quantification par le test Folin-Ciocalteu) et une augmentation de 70% (quantification par HPLC). Il a rapporté aussi une augmentation de 47% des Procyanidines (tanins). De plus, il a démontré que le traitement thermique des grenades favorise l'extraction des tanins hydrolysables présents dans l'écorce du fruit (Tomas-Barberan *et al.*, 2013). Le traitement thermique à 70°C du jus de pomme, permet d'augmenter le contenu de flavonoïdes de 50% (Ioannou et Ghoul, 2012). Blanco *et al.* (1998) ont rapporté que le traitement thermique des raisins au cours de pressage favorise l'extraction des tanins. Des études similaires ont été faites sur le petit millet par Pradeep et Guha (2011), ils ont évalué l'effet du rôtissage sur la teneur en polyphénols, flavonoïdes et tanins. Une augmentation significative des composés phénoliques a été enregistrée après traitement. Cette augmentation était de l'ordre de 21% pour les polyphénols totaux, 26% pour les flavonoïdes et 19% pour les tanins.

Plusieurs explications ont été proposées par différents auteurs pour justifier l'augmentation des composés phénoliques suite à un traitement thermique. Brunton (2013) a noté 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. Ainsi pendant le broyage, le processus peut entraîner un accroissement de l'extraction des polyphénols (Blanco *et al.*, 1998). Le chauffage rapide du matériel alimentaire désactive les enzymes. La désactivation en particulier de la polyphénoloxydase est également très utile pour la protection de composés phénoliques contre l'oxydation (Pokorny et Schmidt, 2001). Le chauffage augmente l'extraction des composés phénoliques, à cause de la libération de ces composés des chromoplastes (Tomas-Barberan *et al.*, 2013 ; Harbourne *et al.*, 2013). Le traitement peut ouvrir la matrice alimentaire, permettant ainsi la libération de composés phénolique étroitement liés par la structure du fruit (Ragaei *et al.*, 2013). Pradeep et Guha (2011) ont expliqué l'augmentation de la concentration des tanins par la dégradation d'un polymère insoluble de poids moléculaire élevé en un polymère soluble de faible poids moléculaire, au cours du traitement. De même, Shewfelt (1986) a rapporté que la solubilité des anthocyanes et tanins augmente lorsque la température augmente. Cependant les études d'Acosta-Estrada *et al.* (2014) donnent une meilleure explication pour ce phénomène, ils ont rapporté que les composés phénoliques se produisent plus souvent conjugués sous forme

solubles et insolubles, liées par covalence aux composantes structurales de la paroi cellulaire comme la cellulose, l'hémicellulose, la lignine, la pectine et les protéines. Les composés phénoliques liés dans les fruits constituent une moyenne de 24% des composés phénoliques, et que les différents traitements des aliments tels que les traitements thermiques sont susceptibles de libérer les composés phénoliques liées aux parois cellulaires. Les mêmes conclusions ont été rapportées par Le Bourvellec *et al.* (2009) et Leong et Oey (2012).

➤ **Raffinage**

La teneur en polyphénols, flavonoïdes et tanins de la pulpe d'abricot a diminué remarquablement après raffinage. Cette diminution est significative pour la majorité des lots étudiés (Tableau 17). Pour les polyphénols totaux, la diminution est de l'ordre de 17%, 20% et 8% respectivement pour les lots J1, J2 et J3. Ces résultats conviennent avec les études de Mahdavi *et al.* (2010) qui suggèrent que le raffinage ou la clarification pourrait également diminuer le contenu phénolique des jus de fruits commerciaux. Toutefois Colin-Henrion (2008) a signalé que le raffinage au cours du procédé de fabrication de la compote de pomme augmente légèrement dans certains cas le contenu phénolique. En général, les composés phénoliques totaux, les flavonoïdes et les tanins s'accumulent dans la peau plus que dans la chaire (Cheynier, 2005; Tiwari et Cummins, 2013 ; Campbell et Padilla-Zakour, 2013) et l'élimination des peaux à l'étape de raffinage peut expliquer la diminution de ces composés. La diminution est plus marquante pour les tanins par rapport aux flavonoïdes, cela est probablement due au fait que les flavonoïdes diffusent plus rapidement que les tanins (Cheynier, 2005).

➤ **Pasteurisation et jus final**

Pour la première pasteurisation, une légère diminution a été observée. L'analyse de variance a montré que cette diminution est significative seulement pour les polyphénols totaux du lot J1 (Tableau 17). Cependant pour la deuxième pasteurisation (jus final), la différence est significative pour les polyphénols totaux des lots J1 et J3, et les flavonoïdes des lots J1, J2 et J3. Plusieurs auteurs rapportent que la pasteurisation induit des pertes en composés phénoliques (Mahdavi *et al.*, 2010; Ioannou et Ghoul, 2012). Les résultats obtenus se ressemblent à ceux de Alper *et al.* (2005) qui ont montré que la pasteurisation diminue la composition phénolique des jus de grenade de 7%, de même pour les travaux de Ali Ghourchi *et al.* (2008) une diminution de 14% des anthocyanes totales des jus de grenade a été révélée. Selon d'autres auteurs, les résultats sont controverses. Selon Colin-Henrion (2008), la pasteurisation induit une légère diminution de la composition phénolique au cours du procédé

compote de pomme. D'après Valverdú-Queralt et al. (2011), la pasteurisation à 115°C pendant 5 minutes provoque des pertes importantes pour la sauce de tomate. Toutefois, Odriozola-Serrano et al. (2008) constatent que la pasteurisation thermique à 90°C pendant 60 secondes du jus de fraise n'a aucun effet sur la composition phénolique. Selon Ioannou et Ghoul (2012), les flavonoïdes sont sensibles au traitement thermique et quelque soit leur structure, une dégradation significative s'observe à une température supérieure à 100°C. Par contre la concentration de la plupart des procyanidines (tanins) n'est pas affectée par la pasteurisation, ce qui peut expliquer la diminution observée après pasteurisation des flavonoïdes, et la stabilité des tanins. A la lecture du tableau 17, la teneur en polyphénols totaux du jus final est de 22,7±0,8 mg GAE/100 g MF, 21,6±0,7 mg GAE/100 g MF et 26,5±0,5 mg GAE/100 g MF respectivement pour les lots J1, J2 et J3. Ces valeurs sont semblables à celles rapportées par Mahdavi et al. (2010) (18,57±0,41 à 23,75±0,11 mg GAE/100 g MF).

1.8. Activité antioxydante

Les résultats de la capacité antioxydante, évaluée par le test DPPH des extraits phénoliques du procédé jus, sont regroupés dans le tableau 18.

Tableau 18. Analyse des différence entre les étapes de transformation en jus de chaque lot, pour la capacité antioxydante (AOA), et la teneur en polyphénols en matière fraîche (PT) des extraits phénoliques.

Etapes	J1		J2		J3	
	PT	AOA	PT	AOA	PT	AOA
Abricots frais	67,1±0,7 ^a	32,3±1,7 ^a	64,9±0,6 ^a	30,2±3,1 ^a	66,8±0,6 ^a	32,5±1,0 ^a
Après blanchiment	88,3±0,7 ^b	42,5±1,0 ^b	86,3±0,9 ^b	42,1±1,4 ^b	76,7±0,8 ^b	39,4±2,4 ^b
Après raffinage	76,3±2,8 ^c	38,9±0,5 ^b	69,6±1,1 ^c	39,7±0,5 ^b	74,3±0,9 ^b	36,6±1,2 ^b
Après pasteurisation	68,7±0,9 ^d	38,0±3,2 ^b	66,0±1,3 ^c	38,9±2,0 ^b	64,7±0,6 ^c	37,6±1,4 ^b
Jus final	22,7±0,8 ^e	19,5±1,5 ^c	21,6±0,7 ^d	19,1±2,5 ^c	26,5±0,5 ^d	16,6±3,9 ^c

-Pour le même lot, Le même exposant signifie absence de différence significative

-PT (mg GAE/100 MF) ; AOA (% d'inhibition); J1 : jus du lot 1, J2 : jus du lot 2, J3 : jus du lot 3

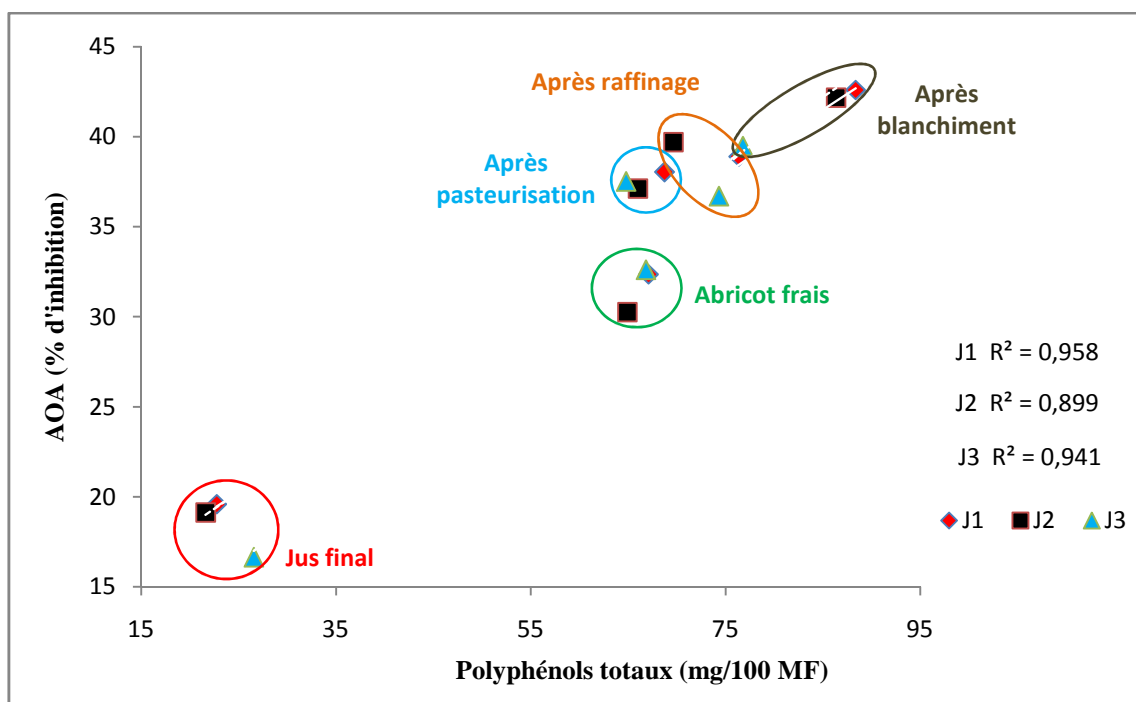


Figure 28. Corrélations entre la teneur en polyphénols totaux et la capacité antioxydante des extraits d'abricots des trois lots (J1, J2 et J3) du procédé jus.

D'après le tableau 18, nous remarquons que l'activité antioxydante exprimée en pourcentage des d'abricots frais est de $32,3 \pm 1,7\%$, $30,2 \pm 3,1\%$ et $32,5 \pm 1,0\%$ pour les lots J1, J2 et J3 respectivement. Une forte corrélation ($R^2=0,958$) est notée entre l'activité antioxydante et la teneur en polyphénols totaux des abricots frais. Plusieurs études ont évalué l'activité antioxydante des abricots frais, les résultats ont montré qu'il possède une activité antioxydante importante et celle-ci est corrélée avec la teneur en composés phénoliques (Ali *et al.*, 2011 ; Korekar *et al.*, 2011 ; Roussos *et al.*, 2011 ; Leccese *et al.*, 2012).

Le suivi de l'activité antioxydante au cours de la transformation des abricots en jus, a révélé la présence d'une forte corrélation entre la teneur en polyphénols et l'activité antioxydante. Cette corrélation est de l'ordre de 0,95, 0,94 et 0,89 respectivement pour les lots J1, J2 et J3 (Figure 28). L'augmentation ou la diminution de l'activité antioxydante après chaque étape est essentiellement attribuée au changement de la composition phénolique. La même constatation a été rapportée par Pradeep et Guha (2011) qui ont signalé que l'augmentation de l'activité antioxydante après traitement thermique est fortement corrélée avec la teneur polyphénolique. Les études de Dragović-Uzelac *et al.* (2009), qui ont cherché à mettre en évidence la corrélation entre la teneur en polyphénols et l'activité antioxydante des extraits de fruits et légumes, ont montré que les composés phénoliques contribuent directement à la capacité antioxydante. De même, Gil *et al.* (2000) ont comparé l'activité

antioxydante du jus de grenade frais et industriel, ils ont constaté que le jus industriel possède une activité antioxydante supérieure à celle du jus frais, et que cette activité est corrélée avec le contenu phénolique du jus. Ainsi, ils ont reliée cette augmentation au procédé industriel qui a favorisé l'extraction des polyphénols, principalement les tanins. Heinonen et Meyer (2002) rapportent que les traitements industriels tels que le blanchiment peuvent augmenter l'activité antioxydante des fruits, en transformant les antioxydants en composés plus actifs, et améliorent l'activité antioxydante.

1.9. Conclusion

D'après nos résultats, nous pouvons conclure que l'abricot contient des teneurs importantes en caroténoïdes et en polyphénols. Les principaux résultats montrent que les caroténoïdes sont sensibles aux traitements thermiques au cours des procédés. Le blanchiment a largement affecté la teneur en caroténoïdes des abricots (plus de 50% ont été perdus), ainsi que la pasteurisation, mais avec un moins degré. Toutefois, les étapes de transformation semblent avoir des effets variables sur la composition phénolique, où certaines étapes avaient un impact positif en augmentant la teneur en polyphénols, d'autres l'ont affectée négativement. Les premiers traitements (broyage et blanchiment) semblent favoriser la libération des composés phénolique liés. Quoique les résultats indiquent que l'étape de raffinage a supprimé une partie des polyphénols, l'effet réel des traitements thermiques se manifeste, avec une diminution de la teneur en polyphénols, après pasteurisation. La présente étude a révélé une forte corrélation entre l'évolution de la composition phénolique au cours du procédé et l'activité antioxydante. Par ailleurs, la comparaison entre la teneur du jus et la teneur de l'abricot en composés phénoliques montre que le procédé jus a préservé dans l'ensemble la composition phénolique de l'abricot.

2. Procédé confiture

2.1. Taux d'humidité

La relation entre la teneur en eau et l'humidité relative d'équilibre est un facteur essentiel dans les procédés. L'eau peut constituer un élément utile pour la formulation de produits notamment la confiture. Les variations de la teneur en eau au cours du procédé de transformation de la confiture sont illustrées dans la figure 29.

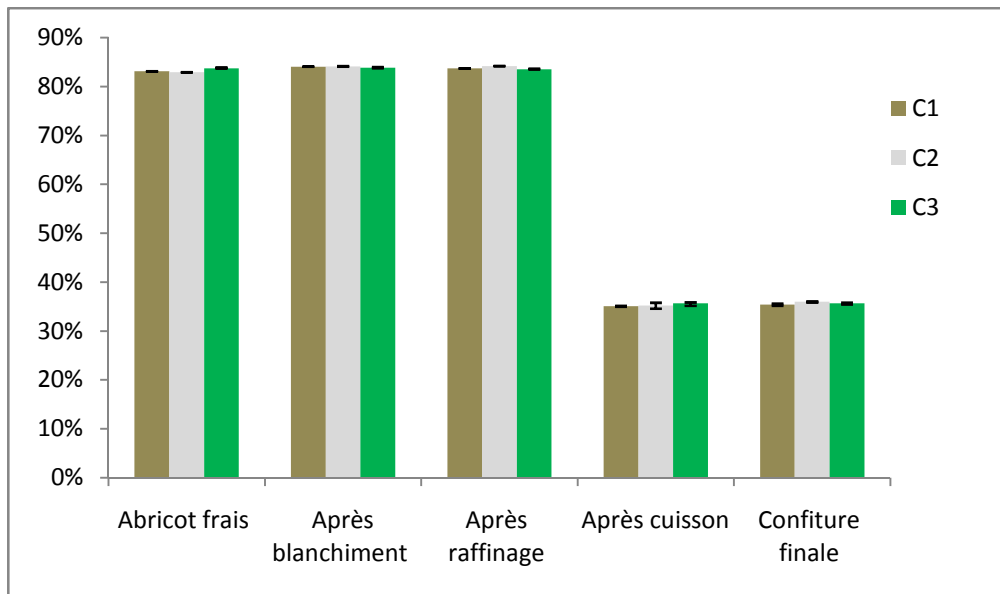


Figure 29. Variations de la teneur en eau au cours du procédé confiture
C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

Le tableau 19 récapitule les résultats de l'analyse de la variance entre les étapes du procédé confiture pour la variable teneur en eau ($p \leq 0,05$).

Tableau 19. Analyse des différences entre les étapes du procédé confiture pour la teneur en eau ($p \leq 0,05$)

Étapes	C1	C2	C3
Abricots frais	83,14±0,03 ^a	82,92±0,03 ^a	83,73±0,04 ^a
Après blanchiment	84,07±0,02 ^b	84,14±0,03 ^b	83,83±0,05 ^a
Après raffinage	83,72±0,02 ^c	84,21±0,01 ^c	83,50±0,02 ^b
Après cuisson	35,10±0,08 ^d	35,20±0,61 ^d	35,69±0,48 ^c
Confiture finale	35,40±0,23 ^d	35,98±0,11 ^d	35,65±0,18 ^c

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative

-Humidité en % ; C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

Les taux d'humidité enregistrés pour les abricots frais du procédé confiture varient entre 82,92±0,03 et 83,73±0,04. Ils sont conformes avec ceux rapportés dans la bibliographie (Akin et al., 2008; ANSES-CIQUAL 2012). Comme pour le jus, l'humidité est augmentée après blanchiment, puis une légère diminution après raffinage a été enregistrée. Toutefois, la cuisson a diminué l'humidité jusqu'à 35,40±0,23%, 35,98±0,11% et 35,65±0,18% respectivement pour les lots C1, C2 et C3. Cette diminution est justifiée par l'ajout du sucre (55%) avant la cuisson. Les taux d'humidité de la confiture sont conformes aux normes qui exigent une humidité inférieure à 40% (Brat et Cuq, 2007A). De même, Fredot (2005)

rapporte que l'humidité de la confiture varie entre 30 à 40%. Ainsi nos résultats sont en accord avec la valeur citée par Belitz et *al.* (2009) qui est de 36,9%.

2.2. Acidité titrable

La figure 30, représente l'évolution de l'acidité titrable au cours du procédé confiture.

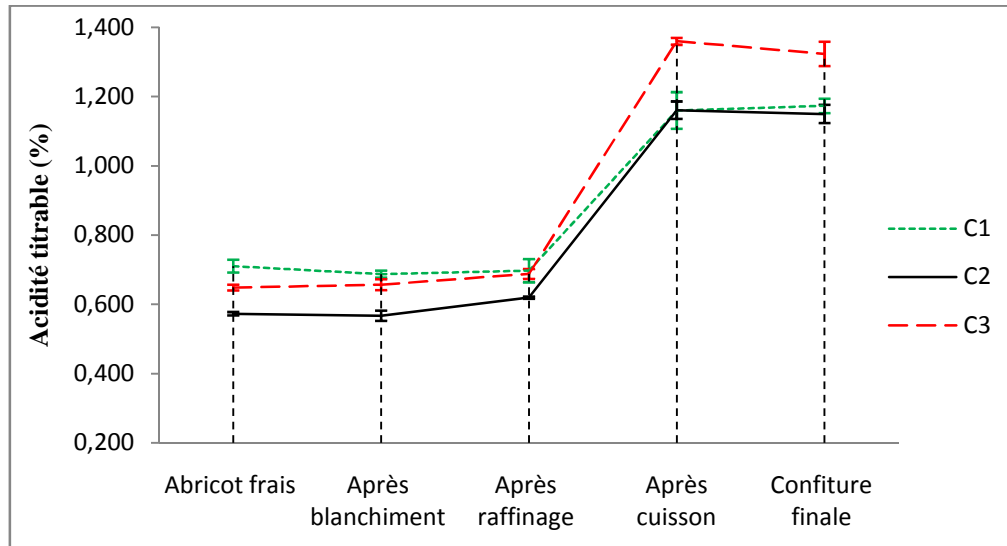


Figure 30. Evolution de l'acidité titrable au cours du procédé confiture
C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

Le tableau 20 récapitule les résultats de l'analyse de la variance entre les étapes du procédé confiture pour l'acidité titrable ($p \leq 0,05$).

Tableau 20. Analyse des différences entre les étapes du procédé confiture pour l'acidité titrable ($p \leq 0,05$)

Étapes	C1	C2	C3
Abricots frais	0,710±0,019 ^a	0,573±0,005 ^a	0,648±0,008 ^a
Après blanchiment	0,687±0,011 ^a	0,567±0,015 ^a	0,657±0,016 ^a
Après raffinage	0,697±0,034 ^a	0,620±0,003 ^b	0,688±0,014 ^a
Après cuisson	1,160±0,053 ^b	1,161±0,025 ^c	1,360±0,010 ^b
Confiture finale	1,173±0,021 ^b	1,150±0,026 ^c	1,323±0,035 ^b

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative

-Acidité titrable en % ; C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

Pour les abricots frais du procédé confiture, nous enregistrons une acidité de l'ordre de 0,710±0,019%, 0,573±0,005% et 0,652±0,008% respectivement pour les lots C1, C2 et C3. Une différence significative ($p \leq 0,05$) est aperçue entre les abricots frais des trois lots étudiés. Par comparaison à la bibliographie, ces valeurs sont semblables à celles signalées par plusieurs auteurs notamment Ali et *al.* (2011) et Leccese et *al.* (2012). L'évolution de l'acidité

titrable au cours du procédé confiture n'a pas différé de celle du procédé jus pour les étapes blanchiment et raffinage. Par ailleurs, nous remarquons que l'acidité après cuisson a augmenté pour les trois lots étudiés pour atteindre des valeurs de $1,160 \pm 0,053\%$ pour le lot C1, $1,161 \pm 0,025\%$ pour les lots C2 et $1,360 \pm 0,010\%$ pour le lot C3 (Tableau 20). Cet accroissement d'acidité est dû à l'ajout de l'acide citrique comme aromatisant et agent conservateur. Cependant nous n'avons pas enregistré un changement remarquable d'acidité pour la confiture finale, seulement une légère diminution pour les lots C2 ($1,150\% \pm 0,026$) et C3 ($1,323 \pm 0,035$). Cette réduction est probablement la résultante d'une réaction entre les acides organiques avec les sucres réducteurs (Lozano, 2006). Dans l'ensemble, ces résultats sont en accord avec l'acidité de la confiture d'abricots rapportée par Belitz et al. (2009) (1,15%), mais ils sont inférieurs à ceux de Ragab (1987) (1,5% à 2,5%). Par ailleurs, les études effectuées par Touati et al. (2014) ont donné des valeurs inférieures à nos résultats où l'acidité constatée est de 0,82%. En effet, en plus de l'acidité propre à la matière première, c'est la quantité d'acide citrique ajoutée pendant la préparation qu'est responsable de l'acidité de la confiture finale (Vibhakara et Bawa 2006).

2.3. pH

Les valeurs moyennes du pH enregistrées au cours du procédé confiture et les résultats de l'analyse de la variance sont regroupés dans le tableau 21.

Tableau 21. Analyse des différences entre les étapes du procédé confiture pour le pH ($p \leq 0,05$)

Etapes	C1	C2	C3
Abricot frais	$3,85 \pm 0,06^a$	$3,93 \pm 0,04^a$	$3,81 \pm 0,04^a$
Après blanchiment	$3,82 \pm 0,07^a$	$3,95 \pm 0,05^a$	$3,80 \pm 0,04^a$
Après raffinage	$3,77 \pm 0,03^b$	$3,79 \pm 0,06^b$	$3,76 \pm 0,05^a$
Après cuisson	$3,23 \pm 0,09^c$	$3,15 \pm 0,02^c$	$3,07 \pm 0,05^c$
Confiture	$3,29 \pm 0,08^c$	$3,24 \pm 0,32^c$	$2,98 \pm 0,13^c$

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative.

-C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

Au regard des résultats obtenus, il ressort que les abricots frais ayant servi à la fabrication de la confiture ont un pH un peu acide en comparaison avec ceux du jus, mais les résultats restent dans l'intervalle de pH des abricot frais cité par Ali et al. (2011) et Leccese et al. (2012). La variation de l'acidité au cours du procédé confiture a été plus marquante après

cuisson, où le pH a diminué jusqu'à $3,23 \pm 0,09$, $3,15 \pm 0,02$ et $3,07 \pm 0,05$ respectivement pour les lots C1, C2 et C3. Cette diminution a été causée par l'ajout de l'acide citrique avant cuisson. Le pH est un critère principal dans la fabrication de la confiture, les normes internationales exigent un pH relativement acide à la fin du procédé (confiture finale). La norme imposée du pH se situe dans la plage de 2,8 à 3,5 (CODEX STAN 79-1981). Dans ce même sens, Dauthy (1995) a obtenu un pH entre 2,7 à 3,6 avec un optimum de 3. De même, Bowler et al. (1995) ; Vibhakara et Bawa (2006) ont signalé un pH dans les plages de 2,9 à 3,5 et 2,7 à 3,7 respectivement. Les résultats obtenus dans la présente étude répondent à ces exigences. Les valeurs enregistrées sont de $3,29 \pm 0,08$ pour le lot C1, $3,24 \pm 0,32$ pour le lot C2 et $2,98 \pm 0,13$ pour le lot C3. Cependant ces valeurs restent légèrement inférieures à celles citées par Touati et al. (2014) (3,54).

Selon Luh et al. (1986), un pH bas est essentiel pour empêcher la détérioration de la confiture, en défavorisant la prolifération des bactéries, des levures et des moisissures. De même, la formation de gel se produit seulement dans une certaine plage de concentration en ions hydrogène. La plage de pH optimale pour une bonne gélification de la confiture est autour de 3,0. La force de gel diminue rapidement avec l'accroissement de la valeur du pH. Au-delà de la valeur 4, aucune formation de gel ne se produit (Vibhakara et Bawa, 2006).

2.4. Taux de Brix

Les valeurs moyennes de Brix enregistrées au cours du procédé confiture ainsi que les résultats de l'analyse de la variance sont regroupés dans le tableau 22.

Tableau 22. Analyse de variance entre les étapes du procédé confiture pour le taux de Brix ($P \leq 0,05$)

Étapes	C1	C2	C3
Abricot frais	$15,10 \pm 0,10^a$	$14,80 \pm 0,10^a$	$14,47 \pm 0,15^a$
Après blanchiment	$14,57 \pm 0,06^b$	$14,47 \pm 0,15^b$	$13,90 \pm 0,10^b$
Après raffinage	$14,87 \pm 0,06^c$	$14,27 \pm 0,12^b$	$13,92 \pm 0,10^b$
Après cuisson	$63,67 \pm 0,15^d$	$62,97 \pm 0,15^c$	$64,00 \pm 0,17^c$
Confiture	$63,40 \pm 0,10^d$	$63,17 \pm 0,06^c$	$63,50 \pm 0,06^d$

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative.

-C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

Dans la fabrication de la confiture, il est essentiel de connaître le taux de Brix au cours du procédé (Dongarea et *al.*, 2014). En outre, la concentration de la matière sèche soluble doit être maintenue à un niveau qui empêche la croissance des levures et des moisissures (Luh et *al.*, 1986). Les valeurs enregistrées pour les abricots frais utilisés pour la fabrication de la confiture sont comparables avec celles rapportées par Milosevic et *al.* (2013) et Leccese et *al.* (2012A) qui ont mentionné des taux de Brix de 14,25 à 15,25 et 12,34 à 15,80 respectivement.

D'après le tableau 22, il n'y a pas un grand changement du taux de Brix après blanchiment et raffinage, néanmoins le taux de Brix de la confiture finale a augmenté à des valeurs de $63,40 \pm 0,10$, $63,17 \pm 0,06$ et $63,50 \pm 0,06$ pour les lots C1, C2 et C3 respectivement. Cet accroissement est dû principalement à l'ajout du sucre (55%) avant la cuisson. Les résultats obtenus sont conformes aux normes, qui exigent que la teneur en matières sèches solubles de la confiture, doit être dans tous les cas comprise entre 60 à 65% ou plus (CODEX STAN 296-2009). De même, nos résultats conviennent avec ceux de Touati et *al.* (2014) qui ont rapporté un taux de Brix de 64,42 pour la confiture d'abricots.

2.5. Taux de cendres

Les valeurs moyennes des teneurs en cendres enregistrées au cours du procédé confiture ainsi que les résultats de l'analyse de la variance sont récapitulés dans le tableau 23.

Tableau 23. Analyse de variance entre les étapes du procédé confiture pour la teneur en cendres ($P \leq 0,05$)

Étapes	C1	C2	C3
Abricots frais	$0,734 \pm 0,008^a$	$0,738 \pm 0,018^a$	$0,666 \pm 0,021^a$
Après blanchiment	$0,649 \pm 0,047^b$	$0,740 \pm 0,005^a$	$0,759 \pm 0,019^b$
Après raffinage	$0,734 \pm 0,001^c$	$0,745 \pm 0,005^a$	$0,688 \pm 0,005^c$
Après cuisson	$0,314 \pm 0,016^d$	$0,278 \pm 0,006^c$	$0,260 \pm 0,012^d$
Confiture	$0,324 \pm 0,011^d$	$0,286 \pm 0,009^c$	$0,247 \pm 0,008^d$

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative.

-Taux de cendres en % ; C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

D'après les résultats présentés au dessus, nous remarquons que dans l'ensemble la teneur en cendres des abricots utilisés pour la confiture est légèrement élevée soit en comparaison avec les échantillons du jus, soit avec la teneur moyenne citée par la bibliographie qui est de 0,6% (Belitz et *al.*, 2009). Les étapes de blanchiment et raffinage n'ont pas affecté la teneur en cendres, quoique cette teneur ait diminué après cuisson. Cette

réduction est justifiée par l'ajout du sucre, juste avant la cuisson. Les teneurs en cendres pour la confiture finale sont $0,324 \pm 0,011\%$ pour le lot C1, $0,286 \pm 0,009\%$ pour le lot C2 et $0,247 \pm 0,008\%$ pour le lot C3. Ces valeurs se rapprochent de la teneur moyenne en cendres ($0,280\%$) de la confiture d'abricots évoquée par Belitz et *al.* (2009).

2.6. Caroténoïdes

Les variations de la teneur en caroténoïdes au cours du procédé confiture sont illustrées dans la figure 31.

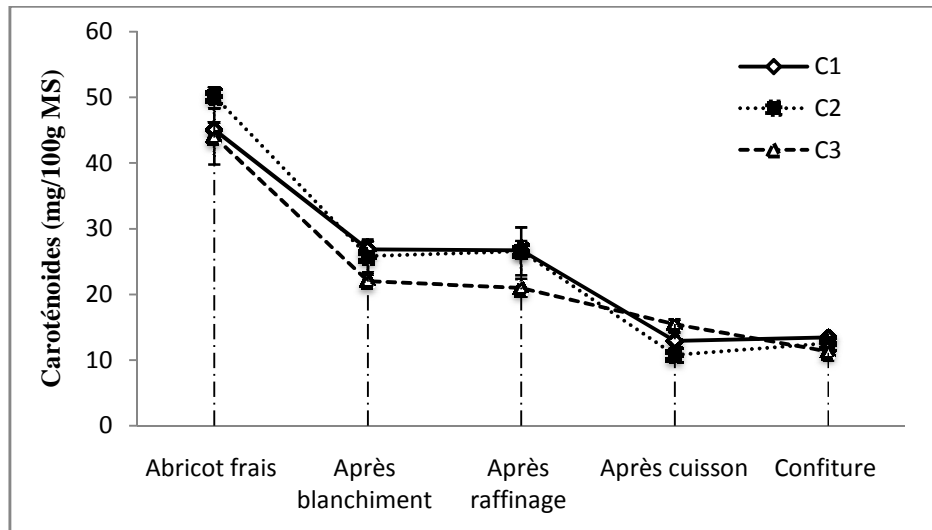


Figure 31. Évolution de la teneur en caroténoïdes des abricots au cours du procédé confiture
C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

Les résultats de l'analyse de la variance sont récapitulés dans le tableau 24.

Tableau 24. Analyse des différences entre les étapes du procédé confiture pour la teneur en Caroténoïdes ($p \leq 0,05$)

Lots	Abricots frais	Après blanchiment	Après raffinage	Après cuisson	Confiture finale
C1	45,10 ± 1,05 ^a	26,85 ± 1,06 ^b	26,73 ± 1,41 ^b	12,90 ± 1,19 ^c	13,45 ± 0,27 ^c
C2	50,23 ± 1,28 ^a	25,81 ± 2,56 ^b	26,59 ± 3,63 ^b	10,76 ± 0,82 ^c	12,58 ± 0,78 ^c
C3	44,04 ± 4,24 ^a	22,06 ± 0,91 ^b	20,97 ± 1,4 ^b	15,48 ± 0,65 ^c	11,32 ± 1,49 ^c

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative.

- Teneur en caroténoïdes (mg/100g MS) ; C1: Confiture du lot 1, C2: Confiture du lot 2, C3: Confiture du lot 3

Les abricots frais utilisés pour la fabrication de la confiture ont des teneurs en caroténoïdes de $45,10 \pm 1,05$ mg/100g MS, $50,23 \pm 1,28$ mg/100g MS et $44,04 \pm 4,24$ mg/100g MS, soit des teneurs de $7,60 \pm 0,17$ mg/100g MF, $8,57 \pm 0,21$ mg/100g MF et $7,16 \pm 0,69$ mg/100g MF respectivement pour les lots C1, C2 et C3. Ces valeurs sont semblables à celles

citées pour les abricots frais du procédé jus, ainsi qu'aux résultats de Ruiz *et al.* (2005) et Akin *et al.* (2008).

➤ **Blanchiment et raffinage**

Concernant le suivi des caroténoïdes au cours du procédé confiture, les résultats constatés des étapes blanchiment et raffinage sont pratiquement semblables à ceux du procédé jus concernant. Des diminutions de la teneur des caroténoïdes de 41% pour le lot C1, 48% pour le lot C2 et 50% pour le lot C3 sont remarquées après blanchiment. L'analyse de variance a révélé la présence d'une différence significative au seuil de 5% après l'étape de blanchiment pour les trois lots. Cependant le raffinage n'a pas exercé un grand effet sur la teneur en caroténoïdes (Tableau 24).

➤ **Cuisson**

La teneur en caroténoïdes est largement influencée par la cuisson où une diminution significative a été observée, elle est de $12,90 \pm 1,19$, $10,76 \pm 0,82$ et $15,48 \pm 0,65$ mg/100 g MS, soit des pertes de 28%, 32% et 14% respectivement pour les lots C1, C2 et C3. Ces résultats se rapprochent de ceux signalés par Igual *et al.* (2013) qui ont étudié l'effet des différents traitements sur les caroténoïdes de la confiture de pamplemousse, où la cuisson a causé des pertes de l'ordre de 18%. De même, une diminution de 17% de la teneur en caroténoïdes de carotte a été enregistrée suite à une cuisson à 90°C pendant une demi-heure (Gross, 1991).

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 lycopène et la lutéine sont moins sensibles à la destruction que les époxydes. Ainsi Gross (1991) rapporte que le β -carotène est le plus labile des caroténoïdes, et le fait qu'il représente plus de 50% des caroténoïdes de l'abricot (Hussain *et al.*, 2013), cela peut expliquer les grandes pertes causées par la cuisson. De plus, Britton et Khachik (2009) rapportent que les longs traitements à des températures élevées, conduisent à des grandes pertes. Le pourcentage des isomères augmente avec le temps de cuisson, l'isomérisation change la couleur des caroténoïdes du rouge orangé au jaune (Gross, 1991). Ce qui conduit à une modification du spectre d'absorption suite à cette isomérisation (Britton et Khachik, 2009). Le degré d'isomérisation est directement corrélé avec l'intensité et la durée du traitement (Alvarez-Jubete et Tiwari, 2013).

➤ **Confiture finale**

L'apport en caroténoïdes de la confiture finale (après pasteurisation) est de $13,45 \pm 0,27$ mg/100g MS pour le lot C1, $12,58 \pm 0,78$ mg/100g MS pour le lot C2 et

11,32±1,49 mg/100 g MS pour le lot C3. Ces valeurs ne sont pas significativement différentes de celles enregistrées après cuisson. La réduction du taux des caroténoïdes causée par les différentes étapes de fabrication de la confiture est de 70% pour le lot C1, 75% pour le lot C2 et 74% pour le lot C3. Ces résultats sont en accord avec ceux de Aczel (1970) sur les compotes d'abricots, dont une diminution de 85% des caroténoïdes totaux a été observée à la fin du procédé (cité par Bauernfeind *et al.*, 1981).

2.7. Polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins

Le tableau 25 résume les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins enregistrées pour les abricots frais du procédé confiture, exprimées en matière sèche (MS) et en matière fraîche (MF).

Tableau 25. 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 ($p \leq 0,05$)

Lots	Polyphénols (mg GAE)		Flavonoïdes (mg QE)		Tanins (mg TE)		
	/100g MS	/100g MF	/100g MS	/100g MF	/100g MS	/100g MF	
Abricots frais	C1	372,2±4,3 ^a	62,7±0,7 ^a	64,3±1 ^a	10,8±0,1 ^a	31±1,3 ^a	5,2±0,2 ^a
	C2	362,4±4,4 ^{ab}	61,8±0,8 ^{ab}	51,2±1,2 ^b	8,7±0,2 ^b	26,6±1,3 ^b	4,5±0,2 ^b
	C3	353,3±5,4 ^b	57,4±1,0 ^b	62,9±1,9 ^a	10,2±0,3 ^a	24,7±2,1 ^b	4,0±0,3 ^b

-Le même exposant signifie absence de différence significative entre les lots.

-C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

Pour les abricot frais du procédé confiture les teneurs en polyphénols totaux enregistrées sont de 372,2±4,3 mg GAE/100 g MS pour le lot C1, 362,4±4,4 mg GAE/100 g MS pour le lot C2 et 353,3±5,4 mg GAE/100 g MS pour le lot C3. Ces résultats concordent avec les plages citées par plusieurs auteurs (Sochor *et al.*, 2010 ; Leccese *et al.*, 2012 ; Milosevic *et al.*, 2013). Ces valeurs sont aussi en accord avec la valeur de 354 mg GAE/100 g MS donnée par Hussain *et al.* (2013). Une différence significative a été constatée entre les teneurs en polyphénols totaux des lots C1 et C3. Concernant les teneurs en flavonoïdes et tanins, la différence a été aperçue entre le lot C2 et les deux autres lots C1 et C3. On note que la teneur en polyphénols totaux révélée est inférieure à celle trouvée pour les abricots frais du procédé jus, cela est probablement due au fait que les prélèvements des abricots frais pour le jus ont été effectués 10 jours avant ceux de la confiture. En se référant à la bibliographié, les abricots récoltés au début de saison ou à des stades précoces de maturité possèdent des

teneurs plus élevées en polyphénols (Dragovic-Uzelac *et al.*, 2007 ; De Meester et Watson, 2008; Bureau *et al.*, 2009).

L'évolution des teneurs des polyphénols totaux, des flavonoïdes et des tanins au cours des différentes étapes du procédé de transformation d'abricots en confiture a été illustrée respectivement dans les figures 32, 33 et 34.

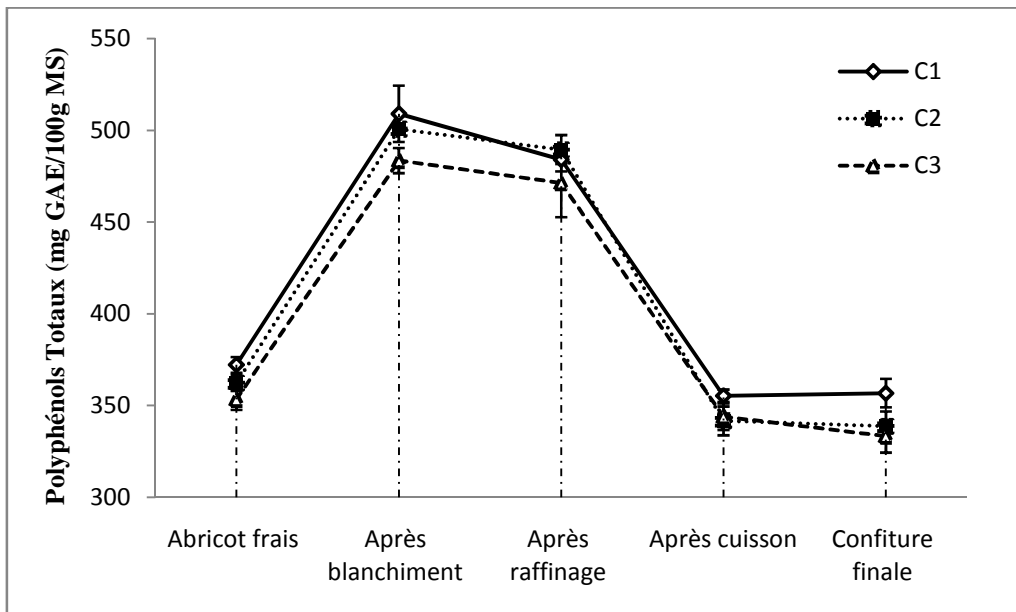


Figure 32. Evolution de la teneur en polyphénols totaux au cours du procédé confiture
C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

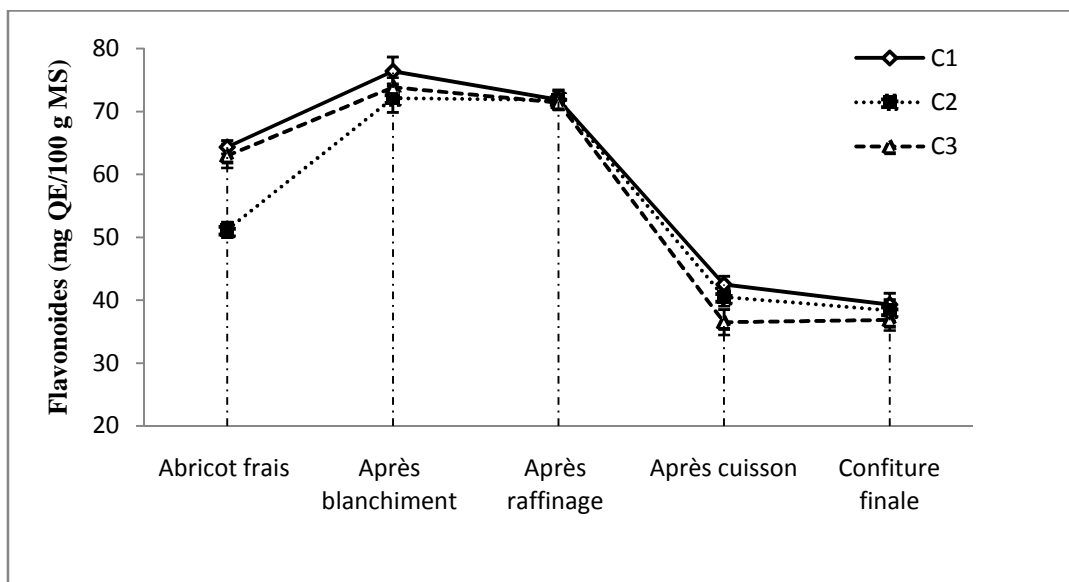


Figure 33. Evolution de la teneur en flavonoïdes au cours du procédé confiture
C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

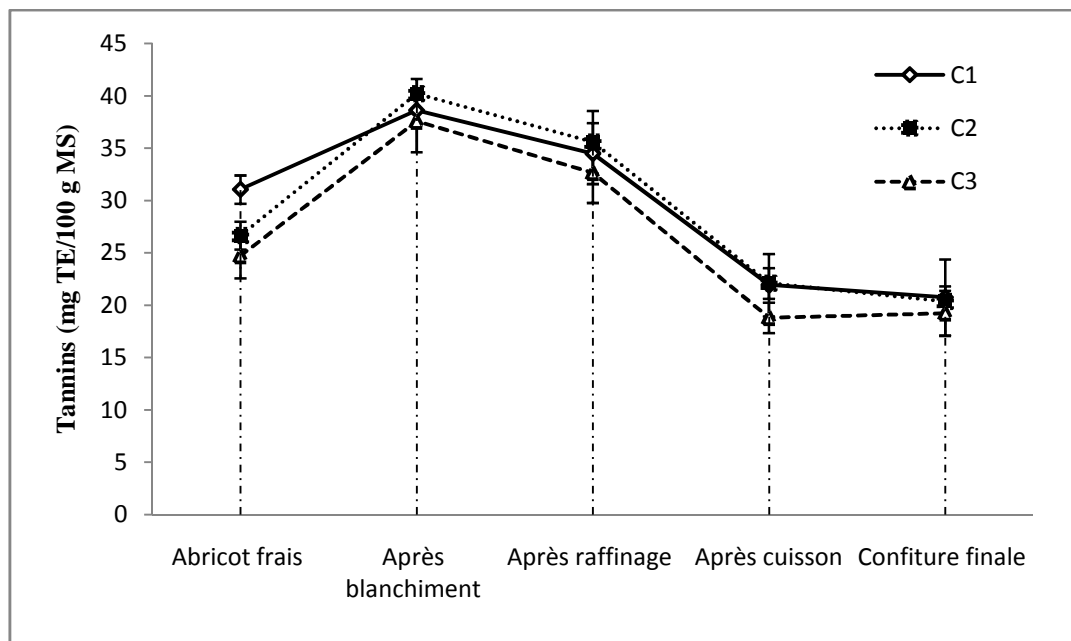


Figure 34. Evolution de la teneur en tanins au cours du procédé confiture
C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

Les résultats de l'analyse de la variance pour la teneur en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en tanins ($p \leq 0,05$) sont présentés dans le tableau 26.

Tableau 26. Analyse des différences entre les étapes de transformation en confiture pour la teneur en polyphénols totaux, en flavonoïdes et en tanins ($p \leq 0,05$)

Lots	Composé	Etapes				
		Abricots frais	Après blanchiment	Après raffinage	Après cuisson	Confiture finale
C1	Polyphénols	372,2±4,3 ^a	509,0±15,3 ^b	484,1±6,5 ^c	355,4±3,4 ^d	356,8±7,7 ^d
	Flavonoïdes	64,3±1,1 ^a	76,4±2,3 ^b	71,9±1,6 ^c	42,5±1,3 ^d	39,3±1,8 ^d
	Tanins	31,1±1,4 ^a	38,6±1,4 ^b	34,5±2,9 ^c	21,9±3,0 ^d	20,7±3,6 ^d
C2	Polyphénols	362,4±4,5 ^a	500,6±2,7 ^b	489,6±7,9 ^b	341,7±7,9 ^c	338,9±8,0 ^c
	Flavonoïdes	51,2±1,2 ^a	72,1±2,3 ^b	71,8±1,4 ^b	40,5±1,5 ^c	38,4±1,7 ^c
	Tanins	26,7±1,3 ^a	40,2±1,4 ^b	35,6±3,0 ^c	22,1±1,5 ^d	20,4±1,5 ^d
C3	Polyphénols	353,4±5,7 ^a	483,5±6,9 ^b	471,4±19 ^b	344,0±7,2 ^c	333,3±8,9 ^c
	Flavonoïdes	62,9±1,9 ^a	73,8±1,5 ^b	71,4±1,0 ^b	36,5±2,0 ^c	36,9±1,7 ^c
	Tanins	24,7±2,1 ^a	37,6±2,9 ^b	32,7±2,9 ^b	18,8±1,4 ^c	19,2±2,2 ^c

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative.

-Polyphénols (mg GAE/100g MS) ; Flavonoïdes (mg QE/100g MS) ; Tanins (mg TE/100g MS) ; C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

➤ **Blanchiment**

Comme pour le procédé jus, les mêmes observations ont été constatées pour le procédé confiture, où les polyphénols totaux ont augmenté significativement (Tableau 26) après blanchiment de 37%, 38% et 36% pour les lots C1, C2 et C3 respectivement. Ainsi, une augmentation de l'ordre de 19% pour le lot C1, 40% pour le lot C2 et 17% pour le lot C3 a été enregistrée pour les flavonoïdes. Concernant les tanins, un accroissement a été de 24% pour le lot C1, 50% pour le lot C2 et 52% pour le lot C3.

➤ **Raffinage**

Pour le procédé confiture, la diminution des polyphénols totaux et des flavonoïdes a été significative seulement pour le lot C1. Toutefois la teneur en tanins a diminué significativement pour les lots C1 et C2 (Tableau 26). L'étape de raffinage n'avait pas un effet marquant sur la composition phénolique au cours du procédé confiture par rapport au procédé jus, cela est expliqué probablement par le fait que pendant le raffinage, du procédé jus, l'abricot broyé et blanchit passe à travers deux tamis, tandis que pour la confiture il passe à travers un seul tamis.

➤ **Cuisson**

La cuisson a exercé un effet remarquable sur la composition phénolique de la confiture, où nous avons enregistré des diminutions de 27% pour les lots C1 et C2 et une diminution de 30% pour le lot C3. Ainsi nous avons constaté que les flavonoïdes ont diminué avec un pourcentage de 41%, 44% et 48% respectivement pour les lots C1, C2 et C3. La cuisson a affecté aussi la teneur des tanins où des diminutions de l'ordre de 36%, 38% et 42% respectivement pour les lots C1, C2 et C3 ont été enregistrées. Ces résultats sont accord avec les études de Poiana *et al.* (2011) sur la confiture de fraise et de cerise, où ils ont signalé des pertes des polyphénols totaux entre 25 et 42% après traitement thermique. De même, Tomas-Barberan *et al.* (2013) rapportent que la cuisson au cours de la fabrication de la confiture conduit à des pertes importantes des anthocyanes. Dans le même Contexte, Alvarez-Jubete et Tiwari, (2013) ont noté une diminution significative du contenu des flavonoïdes avec l'augmentation de la température et le temps de cuisson.

Plusieurs auteurs ont signalé l'effet négatif des traitements thermiques prolongés sur la composition phénolique (Durmaz et Alpaslan, 2007). Ragaee *et al.* (2013) ont noté qu'un stress thermique de 100°C provoque la dégradation des polyphénols et principalement les tanins. De même selon Heras-Ramírez *et al.* (2012), l'exposition des polyphénols à des

températures supérieure à 80°C pendant environ une heure peut entraîner une dégradation importante de ces composés. Ces mêmes auteurs expliquent la perte des procyanidines (tanins) par une dépolymérisation ou par leur interaction avec les polysaccharides. La même déclaration a été aussi évoquée par Patel et Velikov (2012) et Saleh et al. (2013), ils ajoutent la large capacité des polyphénols à former de liaisons avec les saccharides simples tels que le glucose, le fructose et le saccharose. De plus, Le Bourvellec et al. (2009) ont signalé la possibilité d'une interaction entre les Procyanidines et les pectines.

2.8. Activité antioxydante

Les résultats de la capacité antioxydante évaluée par le test DPPH des extraits phénoliques du procédé confiture, sont résumés dans le tableau 27.

Tableau 27. Analyse des différences entre les étapes de transformation en confiture, pour la capacité antioxydante (AOA), et la teneur en polyphénols en matière fraîche (PT) des extraits phénoliques

	C1		C2		C3	
	PT	AOA	PT	AOA	PT	AOA
Abricot frais	62,7±0,7 ^a	33,8±2,9 ^a	61,8±0,7 ^a	32,7±4,6 ^a	57,4±0,9 ^a	33,9±2,0 ^a
Après blanchiment	81,0±2,4 ^b	45,6±2,0 ^b	79,3±0,4 ^b	44,9±1,7 ^b	78,1±1,1 ^b	44,6±0,9 ^b
Après raffinage	78,8±1,0 ^b	45,5±0,9 ^b	77,3±1,2 ^b	44,7±1,2 ^b	77,7±3,0 ^b	44,4±2,6 ^b
Après cuisson	56,5±0,5 ^c	33,5±1,4 ^c	52,8±1,2 ^c	27,8±2,5 ^c	54,1±1,1 ^c	29,3±1,0 ^c
Confiture finale	56,1±1,2 ^c	29,5±0,3 ^c	53,0±1,2 ^c	27,5±1,1 ^c	53,8±1,4 ^c	26,6±2,4 ^c

-Pour le même lot, le même exposant signifie absence de différence significative.

-PT (mg GAE/100 MF) ; AOA (% d'inhibition) ; C1 : Confiture du lot 1, C2 : Confiture du lot 2, C3 : Confiture du lot 3

L'évaluation de l'activité antioxydante au cours du procédé confiture a révélé la présence d'une forte corrélation entre la teneur en polyphénols totaux et l'activité antioxydante. Une forte corrélation a été constatée pour les trois lots étudiés C1 ($R^2=0,95$), C2 ($R^2=0,99$) et C3 ($R^2=0,96$) (Figure 35). A la fin du procédé confiture, nous avons noté des pertes de l'ordre de 13%, 16% et 21% respectivement pour les lots C1, C2 et C3. Ces résultats sont comparables à ceux de Ścibisz et Mitek (2009) qui ont signalé des pertes comprises entre 13 et 19 % pour la confiture de myrtille. En se référant à la littérature, plusieurs travaux ont démontré l'effet antioxydant des polyphénols, leur réduction (7 à 17%) entraîne

systématiquement une diminution de l'activité antioxydante totale. De même, Poiana et al. (2011) ont enregistré des pertes de 30 à 41% de l'activité antioxydante au cours de la fabrication de confiture, ils ont attribué ces pertes à la diminution de la teneur en composés phénoliques, dont la teneur était comprise entre 25 et 43%.

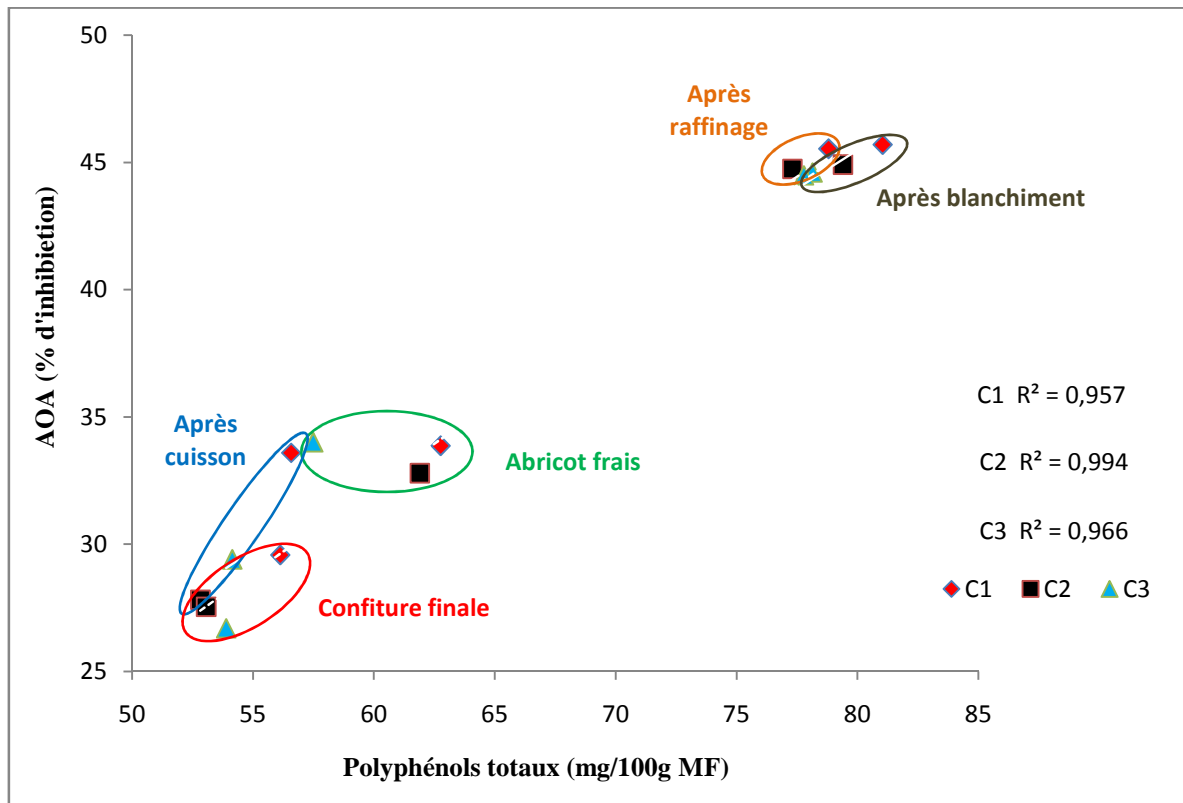


Figure 35. Corrélations entre la teneur en polyphénols totaux et la capacité antioxydante des extraits des trois lots (C1, C2 et C3), du procédé confiture

2.9. Conclusion

Le procédé confiture a induit des modifications remarquables des teneurs en caroténoïdes et polyphénols de l'abricot. Les traitements thermiques appliqués (blanchiment et cuisson) sont les deux étapes responsables de ces modifications. La réduction des caroténoïdes s'est avérée plus accentuée au cours du procédé confiture par rapport au procédé jus, plus de 70% des caroténoïdes ont été dégradés. De même, la composition phénolique et l'activité antioxydante sont significativement affectées par les traitements de transformation.

Les résultats ont clairement montré que l'opération de blanchiment a favorisé l'extraction des composés phénoliques, de même l'activité antioxydante. L'évolution de cette dernière a été fortement corrélée avec l'évolution des polyphénols tout au long du procédé. L'étape de cuisson a provoqué une réduction importante de la teneur en composés

phénoliques. Par conséquent, le procédé confiture n'a pas préservé la teneur initiale en polyphénols des abricots frais, où une réduction de l'ordre de 4%, 7% et 6% a été enregistrée à la fin du procédé. Nous pouvons conclure d'après ces résultats que la cuisson a provoqué des réductions significatives des caroténoïdes, des polyphénols et de l'activité antioxydante.

3. Procédé séchage

3.1. Séchage au four

3.1.1. Taux d'humidité

L'évolution du taux d'humidité au cours du séchage au four est illustrée dans la figure 36.

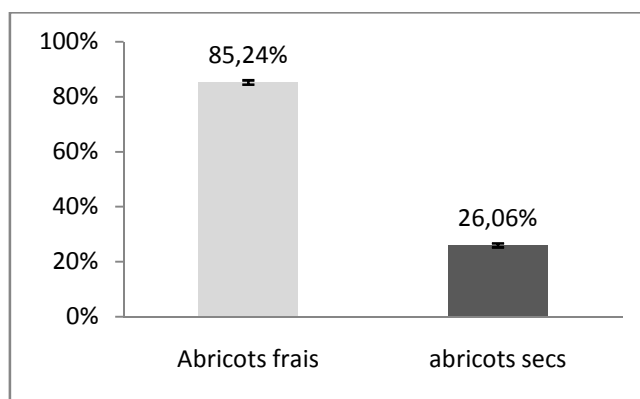


Figure 36. Teneurs en eau au cours du séchage au four

La mesure de la teneur en eau des abricots secs séchés au four a révélé une humidité de $26,06 \pm 0,74\%$. Cette valeur est légèrement supérieure à celle proposée par le Codex Alimentarius (*CODEX STAN 130-1981*) qui suggère une humidité de l'ordre de 25%. De même, nos résultats se rapprochent de ceux de Karabulut et *al.* (2007) ; García-Martínez et *al.* (2013) (25%).

3.1.2. Acidité titrable

Avant séchage, les abricots frais avaient une acidité de $0,598 \pm 0,057\%$. Après séchage, elle a atteint $2,870 \pm 0,085\%$. Ces valeurs sont légèrement supérieures à celle citée par Coskun et *al.* (2013) (2,06%) et largement inférieures à l'intervalle signalé par Madrau et *al.* (2009) (4,67% à 7,33%).

3.1.3. pH

La valeur du pH des abricots secs est de l'ordre de $4,160 \pm 0,051$, nous remarquons qu'elle a augmenté par rapport à celle des abricots frais ($3,94 \pm 0,07$). Plusieurs recherches ont remarqué une telle augmentation pour les abricots secs. García-Martínez et *al.* (2013) ont

enregistré un pH oscillant entre 3,70 et 4,30, tandis que le pH des abricots frais était de 3,58. Concernant le même paramètre, Madrau *et al.* (2009) ont observé un accroissement de 3,77 pour les abricots frais et de 3,91 pour les abricots secs.

3.1.4. Taux de cendres

Le taux de cendres des abricots séchés au four est de $2,82 \pm 0,08\%$, ces résultats sont inférieurs à la valeur citée par Belitz *et al.* (2009) qui est de 3,5%.

3.1.5. Caroténoïdes

Les résultats du suivi de la teneur en caroténoïdes des abricots séchés au four sont illustrés dans la figure 37.

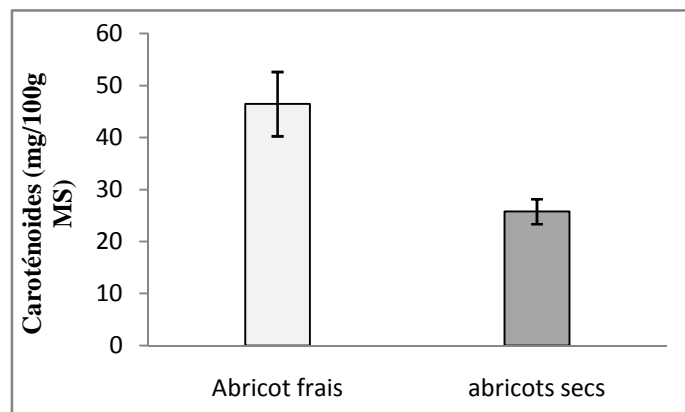


Figure 37. Teneurs en caroténoïdes des abricots au cours du séchage au four

Au vu de la figure 37, le séchage au four semble avoir un effet remarquable sur la teneur des caroténoïdes des abricots. Il a diminué l'apport en caroténoïdes à des valeurs de $25,81 \pm 2,43$ mg/100 g MS, soit une perte de 44% de la teneur initiale. L'analyse de variance a révélé une différence significative ($p < 0,0001$) entre les teneurs en caroténoïdes des abricots frais et des abricots séchés.

Les résultats du séchage au four se rapprochent de ceux signalés par Fratianni *et al.* (2013). La dégradation des caroténoïdes a été étudiée au cours du séchage des abricots par micro-ondes et par convection d'air chaud à 60 et 70°C, le séchage a causé des pertes de l'ordre de 50% des caroténoïdes totaux. Dans le même contexte, Karabulut *et al.* (2007) ont noté une diminution du β -carotène de l'ordre de 40% pour les abricots séchés à 70°C (non sulfurés), la diminution a été plus accentuée (environ 60%) en diminuant la température de séchage à 60°C. Cependant, les études de García-Martínez *et al.* (2013) ont signalé des pertes moindres (environ 17%) pour les abricots sulfurés et séchés à 60°C.

Selon Fratianni et *al.* (2013), les procédés thermiques appliqués au cours du séchage adoucissent les parois cellulaires afin qu'elles soient facilement séparées ou brisées mécaniquement. Par conséquent les caroténoïdes, normalement stables au sein de la structure d'origine, deviennent très sensibles en dehors de l'environnement cellulaire et se dégradent par des agents extérieurs tels que l'exposition à la chaleur, lumière et oxygène. Ils ont aussi signalé l'apparence des isomères cis induites par le séchage (Karabulut et *al.*, 2007).

Selon certains auteurs le séchage au four a beaucoup d'avantages par rapport au séchage solaire. García-Martínez et *al.* (2013) expliquent cet avantage par le fait que le processus est plus rapide, le matériel n'est pas en contact avec l'environnement ouvert (source possible de contamination microbienne) et que les dommages thermiques provoqués par le séchage au four, sont directement proportionnels à la température utilisée et le temps exploité dans le processus.

3.1.6. Polyphénols, flavonoïdes et tanins

Les fluctuations de la teneur en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins, enregistrées après séchage au four sont représentées dans la figure 38.

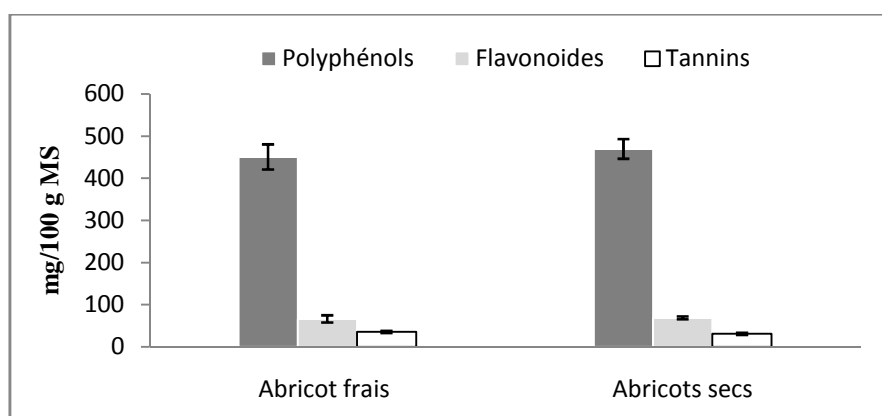


Figure 38. Teneurs en polyphénols totaux (mg AGE/100 g MS), flavonoïdes (mg QE/100g MS) et tanins (mg TE/100g MS) des abricots séchés au four

Pour les abricots séchés au four, nous avons enregistré une augmentation de 4% des polyphénols totaux et des flavonoïdes, soit des valeurs de $469,40 \pm 23,40$ et $68,73 \pm 3,51$ mg QE/100 g MS respectivement. Cependant une diminution de 12% a été observée pour les tanins ($30,96 \pm 2,52$ mg TE/100 g MS). L'analyse de la variance n'a révélé aucune différence significative dans la composition phénolique. Ces résultats se rapprochent de ceux observés par Hussain et *al.* (2013) qui ont étudié l'effet de séchage par irradiation sur la teneur en polyphénols totaux et flavonoïdes d'abricots. Une augmentation entre 11,6% et 16,4% a été

observée, ils ont attribué cette augmentation à la libération des composés phénoliques et la dégradation des polyphénols à poids moléculaire élevé (tanins) en plus petits composés, avec une amélioration conséquente du rendement d'extraction des composés phénoliques en raison du changement dans la structure tissulaire. Ainsi, Bennett et *al.* (2011) ont signalé que les différentes méthodes de séchage industriel n'affectent pas significativement la composition phénolique de fruit. Cependant les travaux de Hamrouni-Sellami et *al.* (2013) sur plusieurs méthodes de séchages ont révélé une augmentation légère de la teneur des polyphénols et des flavonoïdes à 60°C. Dans la même optique, les travaux de Santos et *al.* (2014) sur 5 variétés de poires montrent que le séchage à 60°C augmente la teneur en polyphénols de 2,4% à 15,0%. Quoique Igual et *al.* (2012) ont signalé une augmentation importante de la teneur en polyphénols pour les abricots séchés par micro-ondes et par air chaud. Par opposition, les résultats de Madrau et *al.* (2009) montrent que le séchage avec de l'air chaud à une température de 55°C, diminue la teneur en polyphénols.

3.1.7. Activité antioxydante

Les résultats de la capacité antioxydante évaluée par le test DPPH des extraits phénoliques issus du procédé séchage au four, sont représentés dans le tableau 28.

Tableau 28. Capacité antioxydante des extraits phénoliques des abricots séchés au four

	PT	AOA
Abricots frais	66,2±1,1 ^a	31,7±1,2 ^a
Abricots secs	66,0 ±2,0 ^a	35,9±1,7 ^b

-Le même exposant signifie absence de différence significative

-PT (mg GAE/100g MF) ; AOA (% d'inhibition)

Le séchage au four a provoqué une augmentation de l'activité antioxydante (35,9±1,7) par rapport aux abricots frais (31,7±1,2). Dans l'ensemble, ces résultats sont comparables à ceux de Madrau et *al.* (2009) et ceux de Igual et *al.* (2012) qui ont rapporté que l'activité antioxydante d'abricots augmente après séchage. Ils ont expliqué cette augmentation par la formation lors du séchage de nouveaux composés ayant une activité antioxydante, comme les produits de réaction de Maillard.

3.1.8. Conclusion

Le séchage au four s'est avéré un procédé causant moins de dégâts parmi les procédés étudiés, où la réduction des caroténoïdes était moindre (44%) et l'augmentation de la teneur en composés phénoliques était de 4%. De plus, une amélioration de l'activité antioxydante a été notée à la fin du séchage.

3.2. Séchage traditionnel

3.2.1. Principaux résultats de l'enquête réalisée

Nous rappelons que l'enquête a été réalisée dans la région de Bordj Bouarreridj et M'sila. Ce choix a émané du fait de l'importance de la culture des abricotiers dans cette région. Le travail a commencé par une étape de reconnaissance du terrain et des contacts avec les producteurs.

3.2.1.1. Renseignements sur les producteurs

Les résultats de l'enquête montrent que la majorité des personnes interrogées (59%) sont de sexe féminin et 41% sont des hommes, ceci s'explique par le fait que le séchage traditionnel est une opération généralement exercée par les femmes. La majorité des personnes interrogées sont âgées de plus de 40 ans (73%). La figure 39 montre la répartition des sujets selon leur âge.

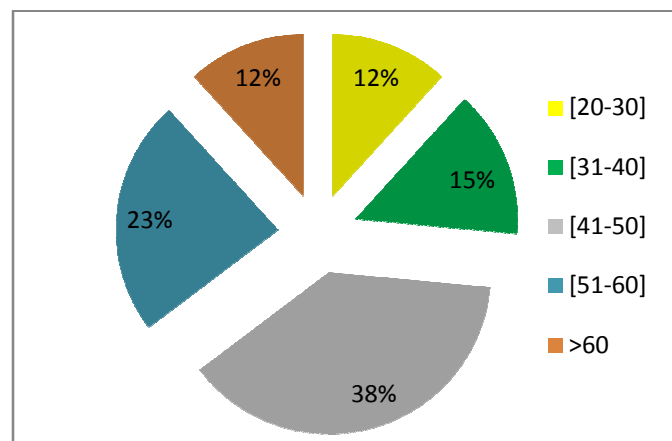


Figure 39. Répartition des abricots selon leur âge

Seulement 18% des sujets vivent dans une région urbaine, le reste (82%) vit dans des régions rurales. De même, 26% des sujets n'ont jamais eu de formation scolaire (Tableau 28).

Tableau 29. Niveau d'instruction des sujets interrogés

Niveau d'instruction	Pourcentage (%)
Illettré	26
Ecole coranique	21
Primaire	29
Moyenne	9
Secondaire	9
Supérieur	6

3.2.1.2. Caractérisation des abricotiers

Les principales caractéristiques des exploitations des abricots des différents producteurs sont illustrées dans la figure 40. Le nombre d'abricotiers dans les vergers des abricots varie selon les producteurs interrogés, la majorité d'entre eux (67%) ont plus de 50 abricotiers et 6% ont plus de 200 abricotiers.

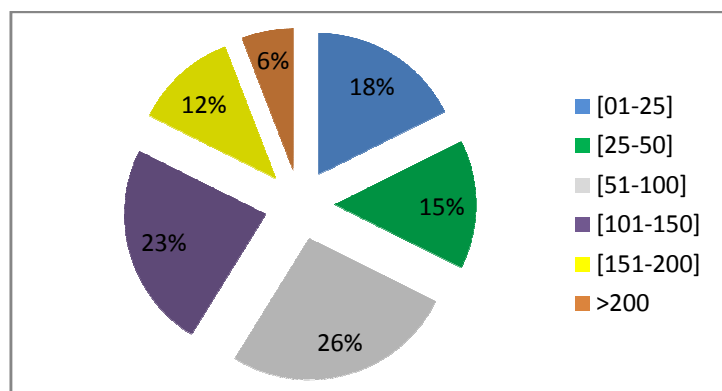


Figure 40. Répartition du nombre d'abricotiers par exploitation

Presque la totalité des enquêtés (95%) ont des exploitations avec plusieurs variétés d'abricots, dont 9% possèdent 2 variétés, 14% ont 3 variétés, 19% ont 4 variétés, 24% ont 5 variétés et 29% ont 6 variétés d'abricots dans leurs exploitations.

Les résultats de l'enquête montrent que les variétés "Louzi", "Bafi" et "Boulida" sont les plus exploitées par les producteurs, avec des pourcentages de 73%, 67% et 53% respectivement. Elles sont suivies par les variétés "Tounsi" (47%), "Bousarmok" (33%), "Skikdi" (20%), "Arbi" (13%) et "Canino" (6%). Les variétés d'abricots cultivées par les producteurs interrogés sont données en pourcentage dans la figure 41.

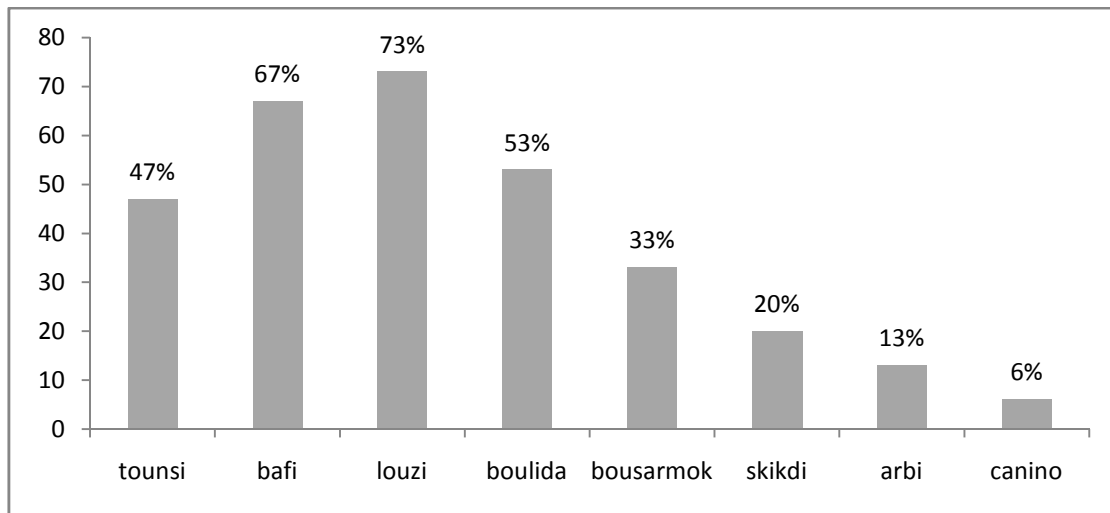


Figure 41. Répartition des variétés d'abricots cultivées

L'enquête réalisée a montré que 94% des producteurs peuvent distinguer facilement les différentes variétés. La couleur, la précocité de maturation et la forme du fruit sont les trois principaux critères utilisés pour distinguer une variété d'une autre (Figure 42).

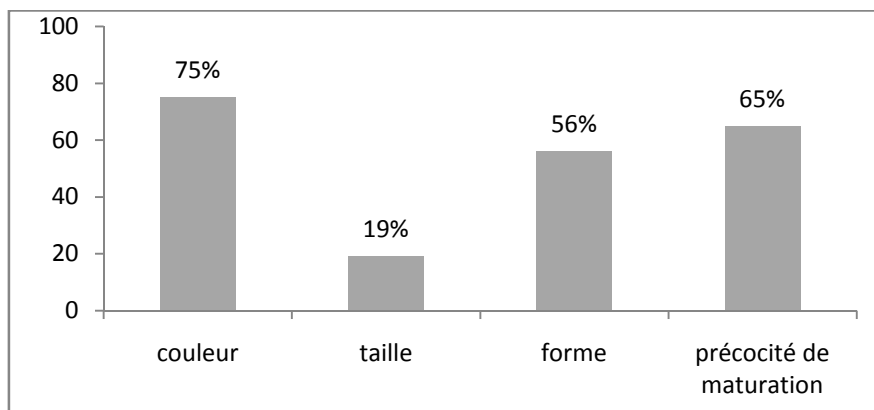


Figure 42. Répartition des critères utilisés pour la distinction des variétés

Près de 94% des exploitations se situent dans les plateaux, et seulement 9% se situent dans les zones montagneuses. L'analyse des données recueillies a montré que l'âge de la majorité des abricotiers (51%) cultivés par les producteurs interrogés est compris entre 21-30 ans, 31% dans l'intervalle de 11-20 ans, 12% entre la tranche d'âge de 5-10 ans et seulement 6% des abricotiers entre 31-40 ans. Toutefois aucun des producteurs n'a des abricotiers âgés de plus de 40 ans (Figure 43). En effet, plusieurs références ont évoqué la corrélation entre la production des abricotiers et les facteurs internes (physiologie, âge, variété, etc.) d'une part et la zone d'implantation d'autre part.

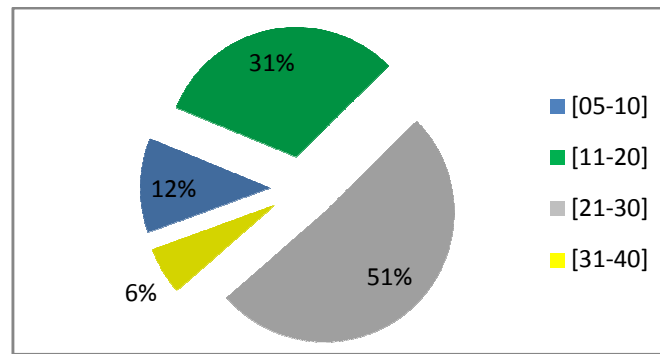


Figure 43. Répartition de l'âge des abricotiers

Près de 47% des sujets utilisent les abricotiers à la fois pour la consommation familiale et la vente, 38% seulement destinés à la vente, et 15% utilisent leur production seulement pour la consommation familiale, ces derniers sont généralement ceux qui possèdent un nombre limité d'abricotiers.

Les résultats de l'enquête ont révélé que l'appréciation visuelle (couleur) est le critère le plus dominant et le plus utilisé pour déterminer la maturation des abricots (94%), suivi par le toucher (64%). Par contre 23% se réfère au goût pour confirmer la maturation des abricots.

3.2.1.3. Renseignements sur le séchage des abricots

Le séchage des abricots est une opération pratiquée par plusieurs producteurs dans la wilaya de Bordj Bou Arreridj et M'sila, vu leur richesse en vergers d'abricotiers. En effet, cette région est caractérisée par un bon ensoleillement et un climat sec pendant l'été, ce qui favorise le déroulement du processus de séchage, loin du problème de l'humidité atmosphérique.

Les résultats obtenus de l'enquête montrent que 47% des producteurs procèdent au séchage dans le cas d'une production suffisante d'abricots. Cependant 38% pratiquent le séchage dans le cas d'une production normale, alors que 15% préfèrent sécher les variétés à maturité tardive. 67% des sujets exercent le séchage pour valoriser les abricots de faible valeur marchande, 58% pour améliorer le goût des fruits et 32% dans le but de conserver l'excès de production. De même, nous avons noté que certains sujets (11%) sèchent les abricots pour des occasions.

Les caractéristiques des abricots diffèrent d'une variété à une autre, ainsi que leur aptitude au séchage. 44% des sujets ont déclaré que toutes les variétés se prêtent au séchage, cependant 56% ont contredit cette déclaration. Selon ces derniers, il y a des variétés qui se

prêtent mieux au séchage comme "Louzi", "Bafi", "Boulida" et "Tounsi" (Figure 44). En effet, ces variétés sont caractérisées par une taille généralement réduite, ce qui entraîne une amélioration de la qualité du produit fini (organoleptique et sanitaire) pour une courte durée de séchage.

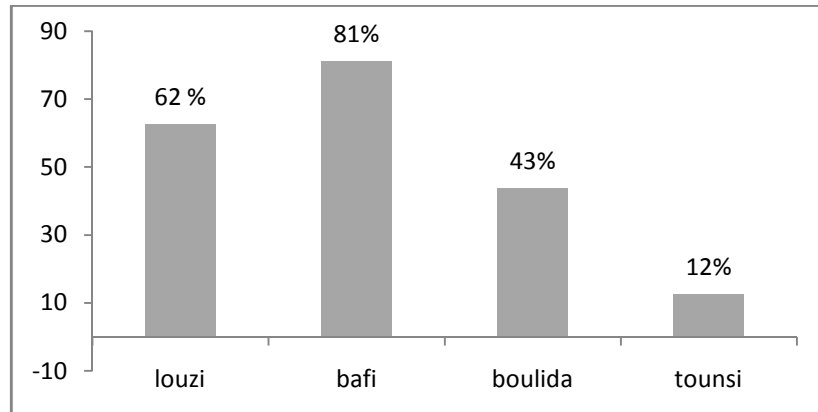


Figure 44. Répartition des variétés destinées au séchage

Parmi les principaux résultats révélés par l'enquête, la totalité des sujets pratiquent le séchage après pleine maturité, plus de la moitié des producteurs (59%) effectuent le triage après cueillette, et moins de la moitié (47%) exercent un lavage avant séchage. Cependant seulement 18% font le calibrage (Figure 45). En effet, le triage leur permet de différencier les niveaux de qualité, donc de différencier les abricots destinés à la vente et ceux destinés au séchage (mauvaise qualité).

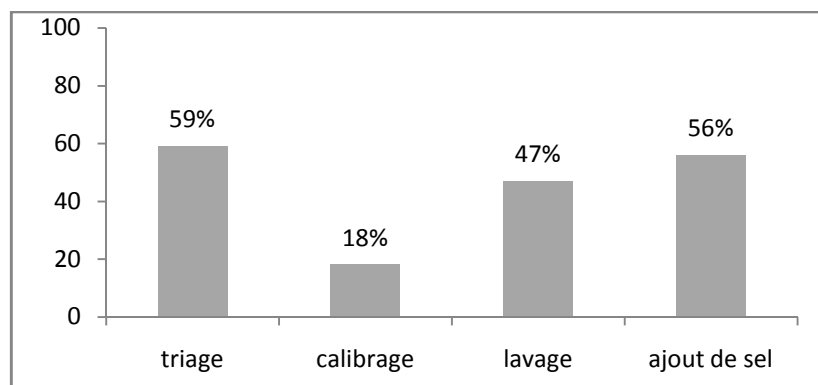


Figure 45. Répartition des prétraitements utilisés après cueillette des abricots

Concernant l'ajout des produits chimiques, les résultats ont montré que le seul produit chimique ajouté pendant le processus du séchage est le sel. 56% des producteurs ajoute du sel pendant le séchage, ceci a pour but d'améliorer le goût, d'assurer une meilleure qualité microbologique après séchage, ainsi que pour prolonger la durée de conservation. Les sujets qui ne procèdent pas à l'ajout du sel (44%) sont généralement ceux qui possèdent des grandes

exploitations, ils préfèrent ne pas procéder au salage, en laissant le choix au consommateur. Le tapis roseaux et le bâche sont les deux supports les plus utilisés par les producteurs pour sécher les abricots (Figure 46).

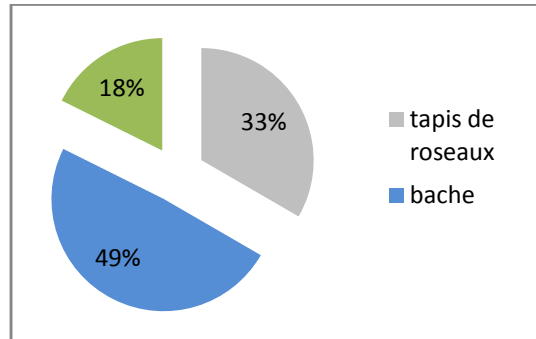


Figure 46. Répartition des supports utilisés pour le séchage

Concernant la température et la durée du séchage, la totalité des enquêtés pratiquent le séchage au soleil. Selon leur expérience, ils ont cité comme intervalle de températures convenable au bon séchage celui des températures comprises entre 35 et 40°C. Le temps nécessaire pour le séchage des abricots dépend de plusieurs facteurs (température, humidité, climat, variété, etc.). Dans les conditions normales (bon ensoleillement et une température convenable), 44% des sujets estiment le temps nécessaire pour le séchage est de 10 à 15 jours, 32% exigent une période entre 16 et 20 jours, cependant 24% des sujets réclament une durée de séchage entre 21 et 25 jours (Figure 47).

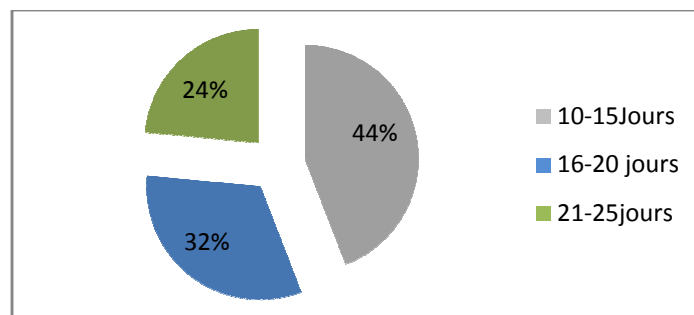


Figure 47. Répartition du temps nécessaire pour un bon séchage des abricots

Quant aux problèmes rencontrés au cours du séchage, les résultats ont montré que les problèmes rencontrés sont généralement des problèmes issus de l'environnement (pluie, vent, poussière, humidité, insecte et oiseaux). La pluie (après des orages) est le problème le plus cité pour 65% des sujets (Figure 48).

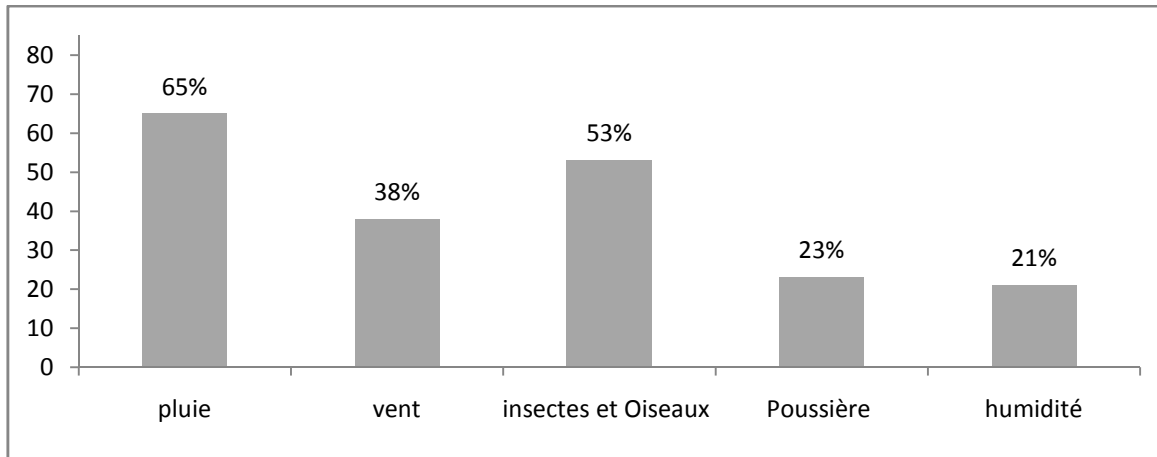


Figure 48. Répartition des problèmes rencontrés au cours du séchage

Parmi les enquêtés, 76% des sujets ont remarqué un développement des moisissures au cours du séchage. Ils ont expliqué cette altération probablement par une forte humidité accompagnée d'un mauvais ensoleillement.

En ce qui concerne les critères exigés pour un bon séchage, un nombre des enquêtés ont proposé l'agitation constamment des abricots pour assurer un séchage homogène, espacement entre les fruits au cours du séchage, la mise des fruits à l'abri du soleil une fois ils sont séchés (pour éviter le noircissement) et à l'abri de sources d'humidité, de la poussière et des insectes.

Quant à la production et au stockage des abricots secs, la quantité séchée par les sujets en kg par an, est résumée dans la figure 49. On remarque que la quantité des abricots séchés par les producteurs annuellement est considérable, où près de 80% des sujets sèchent plus de 50 kg d'abricots par an.

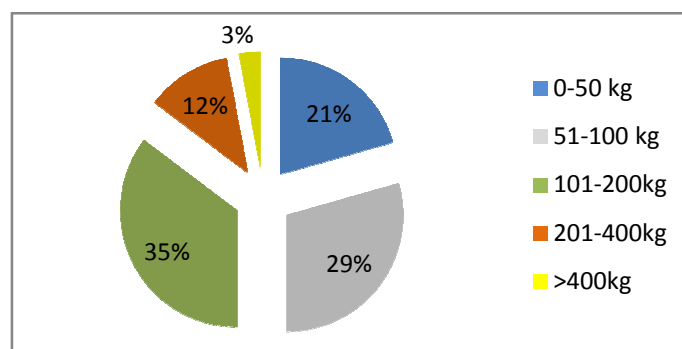


Figure 49. Répartition de la quantité des abricots séchés en kg par an

D'après les résultats de l'enquête, les abricots séchés traditionnellement sont caractérisés par une longue durée de conservation, plus de 70% des sujets conservent les

abricots secs pendant une période qui dépasse un an. La totalité des sujets suggère que les meilleures conditions pour bien conserver les abricots secs sont le stockage dans des sacs airés dans un endroit sec et sombre.

Plus de la moitié des sujets (56%) ne sont pas au courant du séchage industriel des abricots. Cela s'explique par le fait qu'une grande partie d'entre eux ont un niveau d'instruction bas. Ainsi parmi les 44% qui sont au courant de séchage industriel ; 27% ont attribué la différence à l'ajout des produits chimiques, 38% ont relié la différence à la durée du séchage et l'utilisation des séchoirs industriel, toutefois 45% négligent la nature de la différence.

Selon les résultats de l'enquête, il y'a 9 diagrammes de séchage traditionnel pratiqués par les producteurs. La différence aperçue entre ces diagrammes réside dans certaines étapes du procédé comme le triage, le lavage et le salage. 56% des sujets procèdent au salage, soit avant séchage ou après séchage. Concernant le lavage, certains sujets préfèrent laver les abricots avant séchage, d'autres procèdent directement au séchage sans aucun prétraitement. Le tableau 30 récapitule les différents procédés de séchage pratiqués par les sujets interrogés.

Tableau 30. Récapitulation des diagrammes de séchage pratiqués par les enquêtés

procédés de séchage	Pourcentage (%)
D1 : Abricots → triage → lavage → séchage → stockage	3%
D2 : Abricots → lavage → séchage → stockage	6%
D3 : Abricots → triage → séchage → stockage	25%
D4 : Abricots → séchage → stockage	9%
D5 : Abricots → coupe en deux → salages → séchage → stockage	6%
D6 : Abricot → triage → coupe en deux → salages → séchage → stockage	12%
D7 : Abricot → séchage → lavage → salage → séchage → stockage	6%
D8 : Abricots → triage → séchage → lavage → salage → séchage → stockage	15%
D9 : Abricot → lavage → salage → séchage → stockage	18%

D : diagramme

3.2.2. Procédé du séchage traditionnel des abricots

Suite aux résultats de l'enquête réalisée, le diagramme appliqué est le suivant :

Abricots → séchage → lavage → salage → séchage → stockage

3.2.3. Taux d'humidité

La variation de la teneur en eau au cours du séchage traditionnel est représentée dans la figure 50.

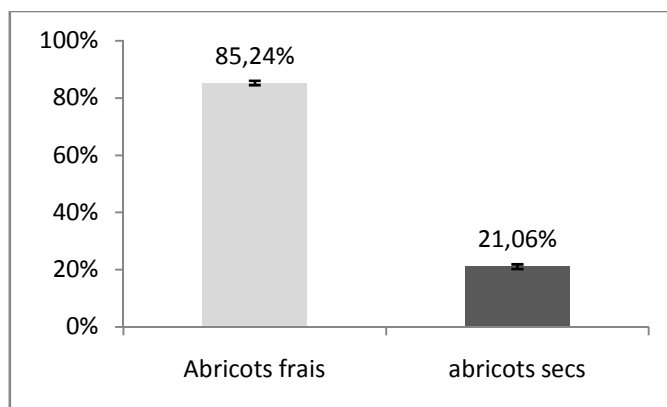


Figure 50. Teneurs en eau au cours du séchage traditionnel

En se référant à la bibliographie notamment à Brat et Cuq (2007B), le séchage consiste à éliminer l'eau d'un produit par évaporation. On appelle « fruits séchés », les fruits partiellement déshydratés pour être conservés pendant une longue période. Comme prévu, la teneur initiale en eau des abricots a baissé de $85,24 \pm 0,78\%$ avant séchage à environ $21,06 \pm 0,81\%$ après séchage. L'humidité des abricots secs a été conforme à la norme qui exige une humidité de 20% pour les abricots séchés non soufrés (CODEX STAN 130-1981). La comparaison avec d'autres études montre que nos résultats se ressemblent à ceux de Karabulut et *al.* (2007) qui ont enregistré une humidité de 20% pour les abricots séchés au soleil. Le même constat a été fait par Madrau et *al.* (2009) et Coskun et *al.* (2013), en enregistrant une humidité (20%).

3.2.4. Acidité titrable

L'acidité des abricots a augmenté de $0,598 \pm 0,057\%$ pour les abricots frais à $3,62 \pm 0,13\%$ pour les abricots secs. Ces résultats sont proches de ceux cités par Bolin (1989) (3,8%), mais ils sont supérieurs à ceux évoqués par Coskun et *al.* (2013) qui ont trouvé une acidité comprise entre 1,21% et 2,06%. Toutefois Madrau et *al.* (2009) ont donné des valeurs supérieures, variant entre 4,67 et 7,33%.

3.2.5. pH

Le pH des abricots secs est de $4,03 \pm 0,17$. Une légère augmentation a été observée par rapport au pH des abricots frais ($3,94 \pm 0,07$). Le pH des abricots secs enregistré se rapproche de celui de Madrau *et al.* (2009) (3,91) et de celui de García-Martínez *et al.* (2013) (3,7 à 4,3).

3.2.6. Taux de cendres

La minéralité des abricots secs (séchés traditionnellement) est de l'ordre de $4,26 \pm 0,18\%$. Cette teneur est légèrement supérieure à celle rapportée par la bibliographie (3.5) (Belitz *et al.*, 2009). L'ajout du sel pendant le séchage à l'étape de salage, peut contribuer à l'augmentation du taux de cendres des abricots secs.

3.2.7. Caroténoïdes

Les résultats de la teneur en caroténoïdes des abricots frais et des abricots séchés traditionnellement sont rapportés dans la figure 51.

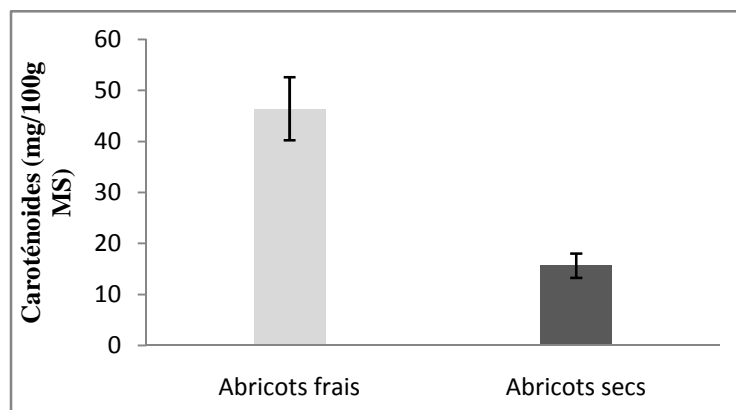


Figure 51. Teneurs en caroténoïdes des abricots au cours du séchage traditionnel

L'évaluation des caroténoïdes totaux pendant le séchage traditionnel a mis en évidence une diminution plus marquante (environ 67%) par rapport au séchage au four, où la teneur moyenne a baissé seulement à $15,68 \pm 2,40$ mg/100 g MS. Les résultats obtenus sont en accord avec ceux de Karabulut *et al.* (2007) qui ont indiqué que les abricots séchés au soleil perdent 65% de leur teneur initiale en β -carotène. La principale cause de dégradation des caroténoïdes est l'exposition à l'oxygène et la lumière du soleil, leurs effets destructrices sur les caroténoïdes sont confirmés par plusieurs auteurs, notamment Lozano (2006) ; Britton et Khachik (2009) et García-Martínez *et al.* (2013). L'exposition à l'oxygène pendant le séchage et le traitement aboutissent à la génération des peroxydes et des radicaux libres oxydants qui peuvent provoquer des pertes graves de caroténoïdes (Britton et Khachik, 2009). De même, Yang *et al.* (2013) ont rapporté que l'oxygène est un facteur critique dans la dégradation du β -

carotène, ils ont signalé que les caroténoïdes sont sensibles à l'oxydation et peuvent se décomposer rapidement, si les échantillons sont conservés en présence même des traces d'oxygène. L'oxydation des caroténoïdes est le résultat soit de l'auto-oxydation en présence d'oxygène, ou par la photo-oxydation en présence de lumière (Negi, 2013). Le système de double-liaison conjugué rend les caroténoïdes particulièrement sensibles aux changements oxydatifs, habituellement entraînant leur décoloration (Simpson K, 1985).

3.2.8. Polyphénols flavonoïdes et tanins

L'évaluation, de la teneur en polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins des abricots frais et des abricots séchés traditionnellement, est illustrée dans la figure 52.

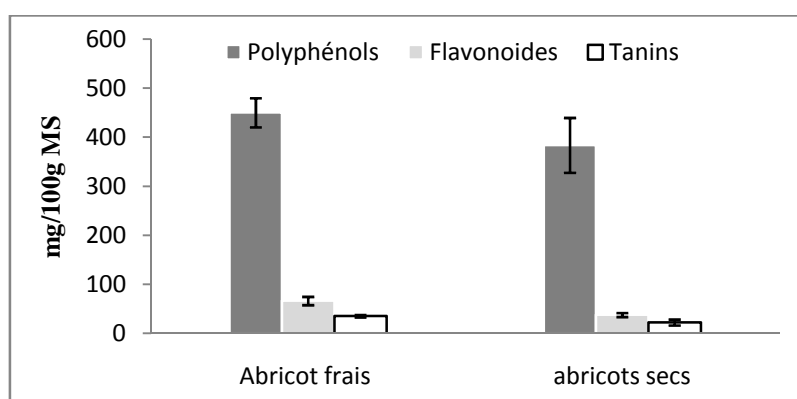


Figure 52. Teneurs en polyphénols totaux (mg GAE/100 g MS), flavonoïdes (mg QE/100 g MS) et tanins (mg TE/100 g MS) des abricots frais et séchés traditionnellement

Contrairement au séchage au four, le séchage traditionnel a causé des pertes significatives de la composition phénolique d'abricots. La teneur des polyphénols totaux enregistrée est de $383,9 \pm 55,9$ mg GAE/100 g MS soit une diminution de 15%. De même, la teneur en flavonoïdes est équivalente à $37,8 \pm 5,1$ mg QE/100 g MS soit une perte de 43%. Concernant les tanins, leur teneur est de $22,5 \pm 6,1$ mg TE/100 g MS soit une perte de l'ordre de 36%. Cette diminution pourrait être due à la dégradation des composés phénoliques par les enzymes. Madrau et *al.* (2009) ont rapporté que le séchage des abricots pendant une longue durée en présence d'oxygène favorise la dégradation des polyphénols par le biais de la polyphénoloxydase (PPO). Cette enzyme est responsable de l'oxydation des composés phénoliques, et de la polymérisation de ces derniers en polymères bruns sombres appelées mélanines (Lozano, 2006). Pendant le séchage d'abricots, l'activité de PPO reste élevée pendant une longue période si la température de séchage est inférieure à 55°C . En revanche, l'exposition à une température plus élevée (75°C) inactive cette enzyme (Goncuoglu et *al.*, 2013). De même pour les flavonoïdes, Ioannou et Ghoul, (2012) rapportent que le séchage

conduit à leur dégradation. En effet au cours du procédé de séchage, la lumière est susceptible d'avoir un effet sur la composition phénolique. Certains polyphénols sont également photolabiles et peuvent se dégrader lorsqu'ils sont exposés à la lumière (Patel et Velikov, 2012). Tomas-Barberan et *al.* (2013) ont signalé, que pendant le séchage des abricots, l'acide chlorogénique, l'acide neochlorogénique et la catéchine sont affectés par l'oxydation et ils diminuent rapidement au cours de brunissement enzymatique. Dans la même optique, le même constat a été fait sur les canneberges, la lumière a provoqué la dégradation de la majorité des anthocyanes en présence d'oxygène à 40°C (Yang et *al.*, 2013).

3.2.9. Activité antioxydante

Les résultats de la capacité antioxydante évaluée par le test DPPH des extraits phénoliques du procédé séchage traditionnel, sont donnés dans le tableau 31.

Tableau 31. Capacité antioxydante des extraits phénoliques des abricots séchés traditionnellement

	PT	AOA
Abricots frais	66,20±1,10 ^a	31,70±1,20 ^a
Abricots secs	53,29±7,40 ^b	40,10±0,80 ^b

-Le même exposant signifie absence de différence significative
 -PT (mg GAE/100g MF) ; AOA (% d'inhibition)

A la lecture du tableau 31, nous remarquons que malgré la diminution de la teneur en polyphénols après séchage, il y'a augmentation de l'activité antioxydante (40,10±0,80). Ces résultats se ressemblent à ceux mentionnés par Madrau et *al.* (2009), qui ont signalé une augmentation significative de l'activité antioxydante des abricots séchés, malgré la réduction de la teneur en polyphénols. De même, les études faites par Hussain et *al.* (2013) ont signalé une augmentation de l'activité antioxydante après séchage solaire des abricots. Selon Pokorny et Schmidt (2001), malgré la perte partielle des antioxydants naturels lors du chauffage, ce dernier peut renforcer le développement de nouveaux antioxydants, tels que les produits de réaction de Maillard. Les études faites par Alasalvar et Shahidi (2013) sur 22 fruits secs, parmi lesquels figure l'abricot, ont montré que l'abricot sec possède une activité antioxydante plus élevée que celle enregistrée pour l'abricot frais.

3.2.10. Conclusion

Les principaux résultats obtenus montrent que les conditions du séchage traditionnel sont des paramètres qui affectent négativement les composés nutritionnels de l'abricot. Ce procédé a causé des pertes de l'ordre de 67% des caroténoïdes et 15% des polyphénols totaux. Cependant, malgré la réduction marquée de la teneur en polyphénols, nous avons enregistré une augmentation de l'activité antioxydante. Cette augmentation est probablement due aux produits issus de la dégradation. Donc, le séchage traditionnel semble améliorer l'activité antioxydante des abricots malgré les effets négatifs sur les caroténoïdes et les polyphénols.

Conclusion
générale

Nous rappelons que le principal objectif de ce travail est d'étudier l'impact de deux procédés technologiques (jus et confiture) et un procédé de conservation (séchage traditionnel et au four) sur les composés polyphénoliques de l'abricot. Pour évaluer l'effet des différents traitements au cours de la fabrication du jus et de la confiture d'abricots, les deux technologies ont été suivies étape par étape. Pour chaque produit, les prélèvements ont été effectués à chaque étape clé de la chaîne de fabrication. Les principaux résultats obtenus sont :

Concernant le procédé jus, les teneurs en caroténoïdes et polyphénols semblent être affectées par les différents traitements. Le blanchiment a largement affecté la teneur en caroténoïdes dont il a causé une perte de 50%. Les étapes de transformation semblent avoir des effets variables sur la composition phénolique dont certaines étapes avaient un impact positif en augmentant la teneur en polyphénols, d'autres ont affecté négativement la composition phénolique. Les premiers traitements notamment le broyage et le blanchiment ont favorisé la libération des composés phénoliques liés aux parois, quoique la bibliographie indique que l'élimination des peaux à l'étape de raffinage élimine une partie des polyphénols. Une forte corrélation a été constatée entre l'évolution de la composition phénolique et l'activité antioxydante au cours de ce procédé. La comparaison entre la teneur finale du jus et la teneur initiale des abricots frais en composés phénoliques montre que le procédé jus a préservé dans l'ensemble la composition phénolique.

Quant au procédé confiture, il a induit des modifications remarquables de la teneur en caroténoïdes et polyphénols de l'abricot. Le blanchiment et la cuisson sont les deux étapes responsables de principales modifications. La réduction des caroténoïdes s'est avérée plus accentuée au cours du procédé confiture par rapport au procédé jus, plus de 70% des caroténoïdes ont été dégradés. La composition phénolique et l'activité antioxydante sont significativement affectées par les traitements de transformation. Le blanchiment a favorisé l'extraction des composés phénoliques et a augmenté l'activité antioxydante. Cette dernière a été fortement corrélée avec l'évolution des polyphénols tout au long du procédé. L'étape de cuisson a provoqué une réduction importante de la teneur en composés phénoliques. Par conséquent, le procédé confiture n'a pas préservé la teneur initiale en polyphénols des fruits frais, où une réduction de l'ordre de 4%, 7% et 6% a été enregistrée à la fin du procédé. La cuisson a conduit à des altérations significatives des caroténoïdes et des polyphénols et une diminution de l'activité antioxydante.

Concernant le procédé de préservation, deux types de séchage ont été étudiés : au four et traditionnel. Le séchage au four s'est avéré le procédé qui a causé moins de dégâts parmi les procédés étudiés. Il a causé une réduction des caroténoïdes de 44%, une augmentation de 4% de la teneur en composés phénolique et une amélioration de l'activité antioxydante à la fin du séchage. Les avantages du séchage au four se résument par la courte durée du séchage, le contrôle du processus, les fruits ne sont pas exposés à l'air libre, ce qui a favorisé une meilleure préservation des caroténoïdes et des polyphénols par rapport aux autres procédés.

Pour le séchage traditionnel, une enquête a été réalisée dans la région de Bordj Bouarreridj et M'sila pour connaître le diagramme de séchage pratiqué. Ce choix a émané du fait de l'importance de la culture des abricotiers dans cette région. Le travail a commencé par une étape de reconnaissance du terrain et des contacts avec les producteurs. Les principaux résultats indiquent que ce procédé a causé des pertes de l'ordre de 67% des caroténoïdes et 15% des polyphénols. Cependant, malgré la réduction marquée de la teneur en polyphénols, une augmentation de l'activité antioxydante a été enregistrée. Cette augmentation est probablement due aux produits de dégradation.

A l'essor de cette étude et compte tenu des résultats obtenus, il serait intéressant :

- de mener une étude qualitative et quantitative en se basant sur des techniques plus précises (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 (compotes, surgelés, conserves, etc.) et d'autres procédés de préservation (séchage industriel et congélation) sur ces composés d'intérêt nutritionnel et technologique ;
- d'élargir la gamme de fruits et légumes (pommes, pêches, fraises, piments, tomate, etc.) ;
- d'étudier d'autres composés d'intérêt nutritionnelle (fibre, vitamines, etc.).

*Références
bibliographiques*

Acosta-Estrada B. A., Gutierrez-Uribe J. A. et Serna-Saldivar S. O., 2014. Bound phenolics in foods, a review. *Food Chemistry*. 152 : 46–55.

Aczel A., 1973. *Lebensm.-Wiss + Technol.* 6(1): 36-37. (cité par Bauernfeind et *al.*, 1981).

AFNOR., 1982. Recueil de normes françaises des produits dérivés des fruits et légumes jus de fruits. Ed. AFNOR, 325 p.

Akin E. B., Karabulut I. et Topcu A., 2008. Some compositional properties of main Malatya apricot (*Prunus armeniaca L.*) varieties. *Food Chemistry*. 107 : 939–948.

Alasalvar C. et Shahidi F., 2013. Composition, phytochemicals, and beneficial health effects of dried fruits. In: Alasalvar C. et Shahidi F. Dried Fruits, Phytochemicals and Health Effects. 1^{ère} édition, *John Wiley & Sons, Inc*, pp: 8-9.

Alighourchi H., Barzegar M. et Abbasi S., 2008. Anthocyanins characterization of 15 Iranian pomegranate (*Punica granatum L.*) varieties and their variation after cold storage and pasteurization. *European Food Research and Technology*. 227(3): 881–887.

Ali S., Masud T. et Abbasi K S., 2011. Physico-chemical characteristics of apricot (*Prunus armeniaca L.*) grown in Northern Areas of Pakistan. *Scientia Horticulturae*. 130: 386–392.

Alper N., Bahçeci K S. et Acar J., 2005. Influence of processing and pasteurization on color values and total phenolic compounds of pomegranate juice. *Journal of Food Processing and Preservation*. 29(5-6), 357–368.

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. 1^{ère} édition, *John Wiley & Sons, Ltd*, pp: 303-333.

ANSES-CIQUAL, 2012. Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail, table de Composition nutritionnelle des aliments Ciqua1.

Arthey D. et Ashurst P R., 1996. Fruit Processing. 1^{ère} édition, *Springer Science Business Media, B.V.* Dordrecht, 248p.

Audigie C-L., Figarella J. et Zonszain F., 1978. Manipulation biochimique. *Doin* :274p.

Bahlouli F., Tiaiba A. et Slamani A., 2008. Etude des différentes méthodes de séchage d'abricot, point sur les méthodes de séchage traditionnelles dans la région du Hodna, wilaya de M'Sila. *Revue des Energies Renouvelables SMSTS.08 :61 – 66.*

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.

Bates R P., Morris J R. et Crandall P G., 2001. Principles and practices of small- and medium-scale fruit juice processing. *FAO agricultural services bulletin N°:146.* Rome, 226p.

Bauernfeind J C., Stewart G F., Schweigert B S. et Hawthorn J., 1981. Carotenoids as colorants and vitamin a precursors: Technological and Nutritional Applications. *Academic Press, Inc.*pp: 47-316.

Belitz H-D., Grosch H. et Schieberle P., 2009. Food Chemistry. 4^{ème} edition. *Springer-Verlag Berlin Heidelberg*, 1070p.

Bennett L E., Jegasothy H., Konczak I., Frank D., Sudharmarajan S. et Clingeleffer P R., 2011. Total polyphenolics and anti-oxidant properties of selected dried fruits and relationships to drying conditions. *journal of functional foods.* 3: 115 –124.

Blanco V. Z., Auw J. M., Sims C. A. et O'Keefe S. F., 1998. Effect of Processing on Phenolics of Wines. *In: Shahidi F., Ho C T. et Chuyen N V. Process-Induced Chemical Changes in Food. Springer Science+Business Media*, pp: 327-340.

Bolin H. R., 1989. Composition of Commercial U.S. and Turkish Dried Apricots. *Journal of Food Composition and Analysis.* 2: 37-40.

Bowler P., Loh V. Y. et Marsh R. A., 1995. Preserves and jellies. *In: Beckett S T. Physico-Chemical Aspects of Food Processing.* 1^{ère} edition. *Blackie Academic & Professional*, pp: 315-330.

Brat P. et Cuq B., 2007 B. Transformation et conservation des fruits - Préservation de la structure initiale. *Techniques de l'Ingénieur.* F6272.

Brat P. et Cuq B., 2007 A. Transformation et conservation des fruits - Perte de la structure initiale. *Techniques de l'Ingénieur.* E6273.

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: 45-65.

Britton G., Liaaen-Jensen S. et Pfander H., 2008. Carotenoids Volume 4: Natural Functions. *Birkhäuser Verlag*, Basel, pp:189-233.

Britton G., Liaaen-Jensen S. et Pfander H., 2004. Carotenoids Handbook. *Springer*, pp:1-33.

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. 1^{ère} édition, *John Wiley & Sons, Ltd*, pp: 247-257.

Bunea A., Andjelkovic M., Socaciu C., Bobis O., Neacsu M., Verhe V. et Camp J V., 2008. Total and individual carotenoids and phenolic acids content in fresh, refrigerated and processed spinach (*Spinacia oleracea L.*). *Food Chemistry*. 108: 649–656.

Bureau S., Renard Catherine M.G.C., Reich M., Ginies C. et Audergon J-M., 2009. Change in anthocyanin concentrations in red apricot fruits during ripening. *LWT - Food Science and Technology*. 42:372–377.

Camire M.E., 1998. Chemical Changes during Extrusion Cooking: Recent Advances. *In*: Shahidi F., Ho C T. et Chuyen N V. Process-Induced Chemical Changes in food. *Springer Science+Business Media*, p116.

Campell O. E. et Padilla-Zakour O. I., 2013. Phenolic and carotenoid composition of canned peaches (*Prunus persica*) and apricots (*Prunus armeniaca*) as affected by variety and peeling. *Food Research International*. 54: 448–455.

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.

Chang C. C., Yang M-H., Wen H-M. et Chern J-C., 2002. Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *journal of food and drug analysis*. 10 (3): 178-182.

Cheynier V., 2005. Polyphenols in foods are more complex than often thought. *American journal of Clinical Nutrition*. 81:223–229.

Cirillo G. et Lemma F., 2012. Antioxidant Polymers Synthesis, Properties, and Applications. *Scrivener Publishing*. 484p.

CODEX STAN 130-1981. Norme codex alimentarius pour les abricots secs.

CODEX STAN 247-2005. Norme générale codex alimentarius pour les jus et les nectars de fruits.

CODEX STAN 296-2009. Norme du codex alimentarius pour les confitures, gelées et marmelades.

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.

Coskun A L., Turkyılmaz M., Aksu O T., Koc B E., Yemis O. et Ozkan M., 2013. Effects of various sulphuring methods and storage temperatures on the physical and chemical quality of dried apricots. *Food Chemistry*. 141: 3670–3680.

Dauthy M. E., 1995. Fruit and vegetable processing. FAO (Food and Agriculture Organization), *Agricultural Services Bulletin N°:119*.382p.

De Ancos B., S´anchez-Moreno C, De Pascual-Teresa S. et Cano M P. 2006. Fruit Freezing Principles. *In: Hui Y. H, Barta B., Cano M. P., Gusek T. W., Sidhu J. S. et Sinha N. K. Handbook of Fruits and Fruit Processing. Blackwell Publishing Professional, pp: 59-75.*

De Meester F. et Watson R. R., 2008. Wild-Type Food in Health Promotion and Disease Prevention. *Humana Press Inc*, 574p.

Dongarea M L., Buchade P B., Awatade M. N. et Shaligram A D., 2014. Mathematical modeling and simulation of refractive index based Brix measurement system. *Optik* .125: 946– 949.

Dragovic-Uzelac V., Levaj B., Mrkic V., Bursac D. et Boras M., 2007. The content of polyphenols and carotenoids in three apricot cultivars depending on stage of maturity and geographical region. *Food Chemistry*. 102: 966–975.

Dris R. et Jain S M., 2004. Production Practices and Quality Assessment of Food Crops: Volume 3; Quality Handling and Evaluation. *Kluwer Academic Publishers*. Dordrecht, 315p.

- Durmaz G. et Alpaslan M., 2007. Antioxidant properties of roasted apricot (*Prunus armeniaca L.*) kernel. *Food Chemistry*. 100:1177–1181.
- Aider M. et Halleux D., 2008. Production of concentrated cherry and apricot juices by cryoconcentration technology. *LWT - Food Science and Technology*. 41:1768-1775.
- Eaton-Rye J. J., Tripathy B. C. et Sharkey T.D., 2012. Photosynthesis: Plastid Biology, Energy Conversion and Carbon Assimilation, *Advances in Photosynthesis and Respiration*. Springer Science+Business Media B.V, pp: 95–112.
- Erdogan-orthan I. et Kartal M., 201. Insights into research on phytochemistry and biological activities of *Prunus armeniaca L.* (apricot). *Food Research International*. 44: 1238–1243.
- Es-Safi N-D., Cheynier V. et Moutounet M., 2003. Implication of phenolic reactions in food organoleptic properties. *Journal of Food Composition and Analysis*. 16: 535–553.
- Faller A. L. K. et Fialho E., 2010. Polyphenol content and antioxidant capacity in organic and conventional plant foods. *Journal of Food Composition and Analysis*. 23: 561–568.
- FAO., 2014. Statistical database of the food and agriculture organization of the United Nations.<www.faostat.com>.
- Faust M., Suranyi D. et yujto F., 1998. Origin and dissemination of apricot. *In: Janick J. Horticultural Reviews*, Vol. 22. John Wiley and Sons Inc, pp: 225–266.
- Fredot E., 2005. Connaissance des Aliments. *TEC & DOC.lavoisier*, pp: 281-283.
- Fratianni A., Albanese D., Mignogna R., Cinquanta L., Panfili G. et Di-Matteo M., 2013. Degradation of Carotenoids in Apricot (*Prunus armeniaca L.*) During Drying Process. *Plant Foods Hum Nutr*. 68:241–246.
- García-Martínez E., Igual M., Martín-Esparza M E. et Martínez-Navarrete N., 2013. Assessment of the Bioactive Compounds, Color, and Mechanical Properties of Apricots as Affected by Drying Treatment. *Food Bioprocess Technol*. 6:3247–3255.
- Garcia-viguera C., Bridel P., Ferreres F. et Toms-barberan F A., 1994. Influence of variety, maturity and processing on phenolic compounds of apricot juices and jams. *Z Lebensm Unters Forsch*. 199: 433-436.

Georgé S., Brat P., Alter P. et Amiot M J., 2005. Rapid determination of polyphenols and vitamin C in plant-derived products. *J. Agric. Food Chem.* 53: 1370–1373.

Ghedira K., 2005. Les flavonoïdes : structure, propriétés biologiques, rôle prophylactique et emplois en thérapeutique. *Phytothérapie.* 4: 162-169.

Gil M I., Tomás-Barberán F A., Hess-Pierce B., Holcroft D M., Kader A A., 2000. Antioxidant Activity of Pomegranate Juice and Its Relationship with Phenolic Composition and Processing. *J. Agric. Food Chem.* 48: 4581-4589.

Goncuoglu N., Mogol B A. et Gokmen V., 2013. Phytochemicals and health benefits of dried apricots. *In: Alasalvar C. et Shahidi F. Dried Fruits, Phytochemicals and Health Effects.* 1^{ère} édition, *John Wiley & Sons, Inc*, pp: 226-240.

Gordon M H., 2001. Measuring antioxidant activity, Antioxidants and food stability. *In: Pokorny J., Yanishlieva N. et Gordon M. Antioxidants in food, Practical applications.* *Woodhead Publishing Ltd and CRC Press LLC*, pp: 71-84.

Gross J., 1991. Pigments in Vegetables Chlorophylls and Carotenoids. *Springer Science + Business Media* New York, 351p.

Hagerman A. E. et Butler L. G., 1978. Protein precipitation method for the quantitative determination of tannin. *J. Agric. Food Chem.* 26: 809–812.

Hagerman A. E. et Butler L G., 1989. Choosing Appropriate Methods and Standards for Assaying Tannin. *Journal of Chemical Ecology.* 15(6):179-1810.

Hagerman A. E. et Robbins C. T., 1987. Implications of soluble tannin-protein complexes for tannin analysis and plant defense mechanisms. *Journal of Chemical Ecology.* 13:1243-1259.

Hagerman A. E., Robbins C. T., Weerasuriya Y., Wilson T C. et McArthur C., 1992. Tannin chemistry in relation to digestion. *J. Range Manage.* 45: 57–62.

Hamrouni-Sellami I., Rahali F. Z., Bettaieb Rebey I., Bourgou S., Limam F. et Marzouk B., 2013. Total Phenolics, Flavonoids, and Antioxidant Activity of Sage (*Salvia officinalis* L.) Plants as Affected by Different Drying Methods. *Food Bioprocess Technol.* 6:806–817.

Ham H., 2009. Breeding Plantation Tree Crops: Temperate Species. *springer Science + Business Media, LLC*, pp:83-101.

Harbourne N., Marete E., Jacquier J. C., Oriordan D., 2013. Conventional extraction techniques for phytochemicals. *In: Tiwari B. K., Brunton N. P. et Brennan C. S. Handbook of Plant Food Phytochemicals Sources, Stability and Extraction.* 1^{ère} édition, *John Wiley & Sons, Ltd*, pp: 399-409.

Heinonen I. M. et Meyer A. S., 2002. Antioxidants in fruits, berries and vegetables. *In: Jongen W. Fruit and vegetable processing.* 1^{ère} édition, *Woodhead Publishing Ltd et CRC Press LLC*, pp: 23-35.

Heras-Ramírez M. E., Quintero-Ramos A., Camacho-Dávila A. A., Barnard J., Talamás-Abbud R., Torres-Muñoz J. V. et Salas-Muñoz E., 2012. Effect of Blanching and Drying Temperature on Polyphenolic Compound Stability and Antioxidant Capacity of Apple Pomace. *Food Bioprocess Technol.* 5:2201–2210.

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.

Hormaza J. I., Yamane H. et Rodrigo J., 2007. Genome Mapping and Molecular Breeding in Plants. *In: Kole C., Fruits and Nuts (volume 4).* *Springer*, pp: 171- 184.

Huang C. A. et Zayas J. F., 1991. Phenolic acid contribution to taste characteristics of corn germ protein flour products. *J. Food Sci.* 56:1308-1315.

Huang W., Bi X., Zhang X., Liao X., Hu X. et 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.

Hussain P. R., Chatterjee S., Variyar P. S. et Sharma A., 2013. Bioactive compounds and antioxidant activity of gamma irradiated sun dried apricots (*Prunus armeniaca* L.). *Journal of Food Composition and Analysis.* 30: 59–66.

Hyoung L. S. et Coates G. A., 2003. Effect of thermal pasteurization on Valencia orange juice color and pigments. *Food Science and Technology.* 36: 153–156.

Igual M., Garcia-Martinez E., Camacho M. M. et Martinez-Navarrete N., 2013. Jam processing and storage effects on β -carotene and flavonoids content in grape fruit. *Journal of Functional Foods.* 5:736–744.

Ioannou I. et Ghoul M., 2012. Biological Activities and Effects of Food Processing on Flavonoids as Phenolic Antioxidants. *In: Marian P. Advances in Applied Biotechnology. InTech*, pp: 101-124.

Jabbar S., Abid M., Hu B., Wu T., Hashim M. M., Lei S., Zhu X. et Zeng X., 2014. Quality of carrot juice as influenced by blanching and sonication treatments. *LWT - Food Science and Technology*. 55: 16-21.

Karabulut I., Topcu A., Duran A., Turan S. et Ozturk B., 2007. Effect of hot air drying and sun drying on color values and β -carotene content of apricot (*Prunus armenica L.*). *LWT*. 40:753-758.

Khachik F., 2009. Analysis of Carotenoids in Nutritional Studies. *In: Britton G. et Liaaen-Jensen S. Carotenoids Volume 5: Nutrition and Health. Birkhäuser Verlag*, pp: 07-43.

Klein J. D. et Lurie S., 1990. Prestorage heat treatment as a means of improving poststorage quality of apples. *Journal of the American Society for Horticultural Science*. 115: 255–259.

Klopotek Y., Otto K. et Bohm V., 2005. Processing strawberries to different products alters contents of vitamin C, total phenolics, total anthocyanins, and antioxidant capacity. *J. Agric. Food. Chem.* 53:5640-5646.

Korekar G., Stobdan T., Arora R., Yadav A. et Singh S B., 2011. Antioxidant Capacity and Phenolics Content of Apricot (*Prunus armeniaca L.*) Kernel as a Function of Genotype. *Plant Foods Hum Nutr.* 66: 376–383.

Kuskoski E M., Asuero A G., Morales M T. et Fett R., 2006. Wild tropical Fruits and pulps of frozen fruits: antioxidant activity, polyphenols and anthocyanins. *Ciência Rural*. 36: 1283-1287.

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

Lattanzio V., 2003. Bioactive Polyphenols: Their Role in Quality and Storability of Fruit and Vegetables. *Journal of Applied Botany - Angewandte Botanik*. 77: 128 – 146.

Lay-Yee M. et Rose K J., 1994. Quality of ‘Fantasia’ nectarines following forced air heat treatments for insect disinfestation. *HortScience*. 29: 663–666.

Le Bourvellec C., Guyot S. et Renard C M G C., 2009. Interactions between apple (*Malus x domestica* Borkh.) polyphenols and cell walls modulate the extractability of polysaccharides. *Carbohydrate Polymers*. 75: 251–261.

Leccese A., Viti R. et Bartolini S., 2011. The effect of solvent extraction on antioxidant properties of apricot fruit. *Central European Journal of Biology*. 6(2): 199-204.

Leccese A., Bartolini S. et Viti R., 2007. Total antioxidant capacity and phenolics content in apricot fruits. *Int. J. Fruit Sci.* 7 (2): 3–16.

Leccese A., Bartolini S. et Viti R., 2012A. From Genotype to Apricot Fruit Quality: The Antioxidant Properties Contribution. *Plant Foods Hum Nutr.* 67:317–325.

Leccese A., Bartolini S. et Viti R., 2012B. Genotype, Harvest Season, and Cold Storage Influence on Fruit Quality and Antioxidant Properties of Apricot. *International Journal of Food Properties*. 15:864–879.

Ledbetter C. A., 2008. Temperate Fruit Crop Breeding. *Springer Science Business Media*, pp: 39- 76.

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

Levent-Coskun A., Turkyilmaz M., Turfan Aksu O., Erkan Koc B., Yemis O. et Ozkan M. 2013. Effects of various sulphuring methods and storage temperatures on the physical and chemical quality of dried apricots. *Food Chemistry*. 141: 3670–3680.

Lichou J., 1998. Abricot : les variétés, mode d'emploi. *Ctifl* (centre technique interprofessionnel des fruits et légumes), Paris. 254p.

Lichou J. et Jay M., 2012. Monographie abricot. Edition *Ctifl* (centre technique interprofessionnel des fruits et légumes), Paris, pp: 465-515.

Lo Voi A., Impembo M., Fasanaro G. et Castaldo D., 1993. Chemical Characterization of Apricot Purée. *Journal of Food Composition and Analysis*. 8: 78-85.

Lozano J. E., 2006. Fruit Manufacturing: Scientific Basis, Engineering Properties, and Deteriorative Reactions of Technological Importance. *Springer Science + Business Media, LLC*, 230p.

- Luh B. S., Kean C E. et Woodroof J. G., 1986. Canning of Fruits. In: Woodroof J G. et Luh B S. Commercial Fruit Processing. 3^{ème} édition. *AVI Publishing Company, INC*, pp: 161-182.
- Macheix J-J., Fleuriet A. et Billot J., 1990. Fruit phenolics. *Boca Raton, FL: CRC Press*, 392p.
- Madrau M. A., Piscopo A., Sanguinetti A. M., Del Caro A., Poiana M., Romeo F. V. et Piga A., 2009. Effect of drying temperature on polyphenolic content and antioxidant activity of apricots. *Eur Food Res Technol.* 228: 441–448.
- Mahdavi R., Nikniaz Z., Rafrat M. et Jouyban A., 2010. Determination and Comparison of Total Polyphenol and Vitamin C Contents of Natural Fresh and Commercial Fruit Juices. *Pakistan Journal of Nutrition.* 9 (10): 968-972.
- Manach C., Scalbert A., Morand C., Rémésy C. et Jimenez L., 2004. Polyphenols: food sources and bioavailability. *American journal of Clinical Nutrition.* 79:727–747.
- Makkar H. P. S., 1989. Protein precipitation methods for quantification of tannins: a review. *J. Agric. Food Chem.* 37:1197–1202.
- Makkar H. P. S., Dawra R. K. et Singh B., 1988. Determination of both tannin and protein in a tannin-protein complex, *J. Agric. Food Chem.* 36: 523-525.
- Makkar H. P. S., 2003 Quantification of Tannins in Tree and Shrub Foliage A Laboratory Manual. *Springer-Science+Business Media*, pp: 63-66.
- Martin-Belloso O., Soliva-Fortuny R. et Oms-Oliu G. 2006. Fresh-Cut Fruits. In: Hui Y. H, Barta B., Cano M. P., Gusek T. W., Sidhu J. S. et Sinha N. K. Handbook of Fruits and Fruit Processing. *Blackwell Publishing Professional*, pp: 129-139.
- Mayer-Miebach E. et Spiep W E L., 2003. Influence of cold storage and blanching on the carotenoid content of Kintoki carrots. *Journal of Food Engineering.* 56: 211–213.
- Meléndez-Martínez A. J., Escudero-Gilete M. L., Vicario I. M. et Heredia F. J., 2010. Effect of increased acidity on the carotenoid pattern and colour of orange juice. *Eur Food Res Technol.* 230:527–532.
- Meléndez-Martínez A. J., Vicario I. M. et Heredia F. J., 2007. Analysis of carotenoids in orange juice. *Journal of Food Composition and Analysis.* 20: 638–649.

Milosevic T., Milosevic N. et Glisic I., 2013. Tree growth, yield, fruit quality attributes and leaf nutrient content of 'Roxana' apricot as influenced by natural zeolite, organic and inorganic fertilizers. *Scientia Horticulturae*. 156: 131–139.

Mérillon J. M. et Ramawat K. G., 2012. Plant Defence: Biological Control, *Springer Science+Business Media*, 412p.

Mehinagic E., Bourles E. et Jourjon F., 2011. Composés des fruits d'intérêt nutritionnel: impact des procédés de transformation sur les polyphénols. *Revue suisse Viticulture, Arboriculture, Horticulture*. 43(6): 364–368.

Mishra K., Ojha H. et Chaudhury N K., 2012. Estimation of antiradical properties of antioxidants using DPPH assay: A critical review and results. *Food Chemistry*. 130 : 1036–1043.

Molyneux P., 2004. The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *J. Sci. Technol*. 26(2) : 211-219.

Moreno-Arribas M. V. et Polo M. C., 2009. Wine Chemistry and Biochemistry. *Springer Science+Business Media*, New York, 735p.

Munzuroglu O., Karatas F. et Geckil H., 2003. The vitamin and selenium contents of apricot fruit of different varieties cultivated in different geographical region. *Food Chemistry*.83: 205–212.

Negi P. S., 2013. Stability of phytochemicals at the point of sale. *In*: Tiwari B K., Brunton N P. et Brennan C S. Handbook of Plant Food Phytochemicals. 1^{ère} édition, *John Wiley & Sons, Ltd. Wiley-Blackwell*, pp: 375-379.

Noipa T., Srijaranai S., Tuntulani T. et Ngeontae W.,2011. New approach for evaluation of the antioxidant capacity based on scavenging DPPH free radical in micelle systems. *Food Research International*. 44 : 798–806.

Odriozola-Serrano I., Soliva-Fortuny R. et Martín-Belloso O., 2008. Phenolic acids, flavonoids, vitamin C and antioxidant capacity of strawberry juices processed by high-intensity pulsed electric fields or heat treatments. *European Food Research Technology*. 228: 239-248.

Patel A. R. et Velikov K. P., 2012. Biopolymeric Colloidal Particles Loaded with Polyphenolic Antioxidants. *In: Cirillo G. et lemma F. Antioxidant Polymers, Synthesis, Properties, and Applications. John Wiley & Sons, Inc et Scrivener Publishing LLC*, pp: 427-433.

Petre M., 2012. Advances in Applied Biotechnology. *InTech*, pp: 101-124.

Plaza L., Sánchez-Moreno C., De Ancos B., Elez-Martínez P., Martín-Belloso O. et Cano M P., 2011. Carotenoid and flavanone content during refrigerated storage of orange juice processed by high-pressure, pulsed electric fields and low pasteurization. *LWT – Food Science and Technology*. 44: 834-839.

Pokorny J. et Schmidt S., 2001. Natural antioxidant functionality during food processing. *In: Pokorny J., Yanishlieva N. et Gordon M. Antioxidants in food, Practical applications. Woodhead Publishing Ltd and CRC Press LLC*, pp: 331-349.

Poiana M. A., Moigradean D., Dogaru D., Mateescu C., Raba D. et Gergen I., 2011. Processing and storage impact on the antioxidant properties and color quality of some low sugar fruit jams. *Romanian Biotechnological Letters*. 16 (5): 6504-6512.

Potter N. N. et Hotchkiss J. H., 1998. Food Science, 5^{ème} Edition. *Springer Science+Business Medi*, New York, 608p.

Pradeep S.R. et Guha M., 2011. Effect of processing methods on the nutraceutical and antioxidant properties of little millet (*Panicum sumatrense*) extracts. *Food Chemistry*. 126: 1643–1647.

Ragab M., 1987. Characteristics of Apricot Jam Sweetened with Saccharin and Xylitol. *Food Chemistry*. 23:55-64.

Ragae S., Gamel T., Seethraman K. et Abdel-Aal E M., 2013. Food grains. *In: Tiwari B. K., Brunton N. P. et Brennan C. S. Handbook of Plant Food Phytochemicals Sources, Stability and Extraction*. 1^{ère} edition, *John Wiley & Sons, Ltd*, pp: 138-154.

Ranken M. D., Kill R C. et Baker C., 1997. Food Industries Manual. Edition 24. *Blackie Academic and Professional, Chapman & Hall*, 650p.

Rao V. et Rao L. G., 2007. Carotenoids and human health. *Pharmacological Research*. 55: 207–216.

Reilly K., 2013. On farm and fresh produce management. *In*: Tiwari B K., Brunton N P., Brennan C S. Handbook of Plant Food Phytochemicals Sources, Stability and Extraction. 1^{ère} edition, *John Wiley & Sons, Ltd*, pp: 201-220.

Ribereau-Gayon P., 1968. Les composés phénoliques des végétaux. Edition : Dunod, Paris, 201p.

Richardson T. et Finley J. W., 1985. Chemical Changes in Food During Processing. 1^{ère} edition, *An AVI Book (Van Nostrand Reinhold Company Inc)*, New York, pp: 425-433.

Rodriguez-Amaya D. B., 2003. Carotenoids Occurrence, Properties, and Determination. *Elsevier Science Ltd*, pp: 927-936.

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

Rodriguez-Amaya D. B., Kimura M., Godoy H. T. et Amaya-Farfan J., 2008. Updated Brazilian database on food carotenoids: Factors affecting carotenoid composition. *Journal of Food Composition and Analysis*. 21: 445– 463.

Rodriguez-Amaya D. B., 2010. Quantitative analysis, in vitro assessment of bioavailability and antioxidant activity of food carotenoids: A review. *Journal of Food Composition and Analysis*. 23: 726–740.

Rodriguez-Amaya D. B., 1999. A guide to carotenoid analysis in foods. *ILSI Press*.

Roussos P. A., Sefferou V., Denaxa N-K., Tsantili E. et Stathis V., 2011. Apricot (*Prunus armeniaca L.*) fruit quality attributes and phytochemicals under different crop load. *Scientia Horticulturae*. 129: 472–478.

Ruiz D., Egea J., Gil M I. et Tomás-Barberán F A., 2006. Phytonutrient content in new apricot (*Prunus armeniaca L.*) varieties. *Acta Horticulturae*. 717: 363–367.

Rutledge P., 1996. Production of non-fermented fruit products. *In*: Arthey D et Ashurst P R. Fruit Processing. 1^{ère} edition. *Springer Science+Business Media*, p93.

Ruiz, D., Egea, J., Gil, M.I. et Tomas-Barberan, F.A., 2005. Characterization and quantitation of phenolic compounds in new apricot (*Prunus armenica L.*) varieties. *J. Agric. Food Chem.* 53: 9544–9552.

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.

Saleh Z., Carle R. et Kammerer D R., 2013. Recovery of Valuable Bioactives from Residues Arising from Fruit Processing. *In*: Skinner M. et Hunter D. Bioactives in Fruit, Health Benefits and Functional Foods. *John Wiley & Sons, Ltd* : 445-561.

Sanchez-Moreno C., 2002. Review: Methods used to evaluate the free radical scavenging activity in foods and biological systems. *Food Science and Technology*. 8: 121–137.

Sandhu K S. et Minhas K S., 2006. Oranges and Citrus Juices. *In*: Hui Y. H, Barta B., Cano M. P., Gusek T. W., Sidhu J. S. et Sinha N. K. Handbook of Fruits and Fruit Processing. *Blackwell Publishing Professional*, pp: 320-321.

Santos S. C. R.V. L., Guine´ R. P. F. et Barros A., 2014. Effect of drying temperatures on the phenolic composition and antioxidant activity of pears of Rocha variety (*Pyrus communis L.*). *Food Measure*. 8: 105-112.

Sandhu K. S. et Minhas K. S., 2006. Oranges and Citrus Juices. *In*: Hui Y. H, Barta B., Cano M. P., Gusek T. W., Sidhu J. S. et Sinha N. K. Handbook of Fruits and Fruit Processing. *Blackwell Publishing Professional*, pp: 309-320.

Sass-Kiss A., Kiss J., Milotay P., Kerek M. M. et Toth-Markus M., 2005. Differences in anthocyanin and carotenoid content of fruits and vegetables. *Food Research International*. 38: 1023–1029.

Scalbert A., 1992. Plant Polyphenols, Synthesis, Properties, Significance. *Springer-Science+Business Media, LLC*, pp: 259-274.

Ścibisz I. et Mitek M., 2009. Effect of Processing and Storage Conditions on Phenolic Compounds and Antioxidant Capacity of Highbush Blueberry Jams. *polish journal of food and nutrition sciences*. 59 (1): 45-52.

Scott C. E. et Eldridge A. L., 2005. Comparison of carotenoid content in fresh, frozen and canned corn. *Journal of Food Composition and Analysis*. 18: 551–559.

Shahidi F. et Naczk M., 2006. Phenolics in Food and Nutraceuticals. *Taylor & Francis e-Library CRC Press LLC*, Florida, 566p.

Shetty K., Paliyath G., Pometto A. L. et Levin R. E., 2007. Functional Foods and Biotechnology. *Taylor & Francis Group*, Boca Raton, 650p.

Shewfelt R. L., 1986. Flavor and Color of Fruits as Affected by Processing. *In: Woodroof J G. et Shiun Luh B. Commercial Fruit Processing. 2^{ème} édition. AVI Publishing Company, INC*, p516.

Sian N. K. et Ishak S., 1991. Carotenoid and Anthocyanin Contents of Papaya and Pineapple: Influence of Blanching and Predrying Treatments. *Food Chemistry. 39*: 175-185.

Siddiq M., 2006. Apricots. *In :Hui Y H. Handbook of Fruits and Fruit Processing. Blackwell Publishing Professional*, pp: 279-290.

Simpson K, 1985. Chemical Changes in Natural Food Pigments. *In: Richardson T., Finley J W. Chemical Changes in Food During Processing. An aVI Book. Van Nostrand Reinhold Company Inc*, pp: 409 -418.

Singlenton V. L. et Nobel A. C., 1976. Wine flavor and phenolic substances, in Phenolic Sulphur and Nitrogen Compounds in Food Flavors, *ACS Symposium Series 26*. Charalambous G. et Katz I., Eds., *American Chemical Society*, Washington, D.C: 47–70.

Singleton V. L., Orthofer R. et Lamuela-Raventos R. M.,1999. Analysis of total phenol and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin–Ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology. 299*: 152–178.

Sochor J., Zitka O., Skutkova H., Pavlik D., Babula P., Krska B., Horna A., Adam V., Provaznik I. et Kizek R., 2010. Content of Phenolic Compounds and Antioxidant Capacity in Fruits of Apricot Genotypes. *Molecules. 15*: 6285-6305.

Taiz L. et Zeiger E., 2002. Plant Physiology. *Sinauer Associates*, pp: 283-306.

Tanumihardjo S. A., 2013. Carotenoids and Human Health. *Humana Press*: 3(13): 181-206.

Teow C. C., Truong V-D., McFeeters R. F., Thompson R. L., Pecota K. V. et Yencho G. C., 2007. Antioxidant activities, phenolic and β -carotene contents of sweet potato genotypes with varying flesh colours. *Food Chemistry. 103*: 829–838.

Tiwari U. et Cummins 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. 1^{ère} edition, *John Wiley & Sons, Ltd*, pp: 107-129.

Tomas-Barberan F. A., Ruiz D., Valero D., Rivera D., Obon C., Sanchez-Roca C. et Gil M I., 2013. Health Benefits from Pomegranates and Stone Fruit, Including Plums, Peaches, Apricots and Cherries. *In*: Skinner M. et Hunter D. Bioactives in Fruit, Health Benefits and Functional Foods. *John Wiley & Sons, Ltd*, pp: 138.-158.

Touati N., Tarazona-Díaz M P., Aguayo E. et Louaileche H., 2014. Effect of storage time and temperature on the physicochemical and sensory characteristics of commercial apricot jam. *Food Chemistry* : 23–27.

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

Turkmen I. et Eksi A., 2011. Brix degree and sorbitol/xylitol level of authentic pomegranate. *Food Chemistry*. 127:1404–1407.

Valverdú-Queralt A., Medina-Remón A., Andres-Lacueva C. et Lamuela-Raventos R M., 2011. Changes in phenolic profile and antioxidant activity during production of diced tomatoes. *Food Chemistry*. 126: 1700-1707.

Vermerris W. et Nicholson R., 2006. Phenolic Compound Biochemistry. *Springer*, 276p.

Versari A., Parpinello G. P., Mattioli A. U. et Galassi S., 2008. Characterisation of Italian commercial apricot juices by high-performance liquid chromatography analysis and multivariate analysis. *Food Chemistry*. 108:334–340.

Vibhakara H. S. et Bawa A. S., 2006. Manufacturing Jams and Jellies. *In* Hui Y H. Handbook of Fruits and Fruit Processing. *Blackwell Publishing*, pp: 189-201.

Witherspoon J. M. et Jackson J. F., 1995. Modern Methods of Plant Analysis. *In*: Linskens H. F., Jackson J F. Fruit Analysis. *Springer*, p111.

Woodroof J. G. et Luh B. S., 1986. Commercial Fruit Processing. 2^{ème} edition *AVI Publishing Company, INC*, Connecticut, 678p.

Yang J., He X. et Zhao D., 2013. Factors affecting phytochemical stability. *In*: Tiwari B K., Brunton N P. et Brennan C S. Handbook of Plant Food Phytochemicals. 1^{ère} édition, *John Wiley & Sons, Ltd. Wiley-Blackwell*, p332.

Young A. et Britton G., 1993. Carotenoids in Photosynthesis. 1^{ère} édition, *Springer-Science + Business Media*, Dordrecht, pp: 253- 260.

Zhebentyayeva T., Ledbetter C., Burgos L. et Llácer G., 2012. Tree Fruits; Apricot. *In*: Badenes M L et Byrne D H. Fruit Breeding. *Springer*, pp: 415- 449.

Annexes

Annexe 01. Classification des composés phénoliques selon le nombre d'atomes de carbone dans la molécule (Vermerris et Nicholson, 2006).

structure	classe
C ₆	Composés phénoliques simples
C ₆ -C ₁	Acides phénoliques
C ₆ -C ₂	Acétophénone, acides phénylacétiques
C ₆ -C ₃	Acides cinnamiques,
C ₆ -C ₃	Coumarines, isocoumarines et chromones
C ₁₅	Chalcones, aurones, dihydrochalcones
C ₁₅	Flavanols
C ₁₅	Flavones
C ₁₅	Flavanones
C ₁₅	Flavanonols
C ₁₅	Anthocyanidines
C ₁₅	Anthocyanes
C ₆ -C ₁ -C ₆ , C ₆ -C ₂ -C ₆	Biflavonyls
C ₆ , C ₁₀ , C ₁₄	Benzophénone, les xanthones, les stilbènes
C ₁₈	Quinones
Lignanes, neolignanes	Betacyanins
Lignine	Dimères ou oligomères
Tannins	Polymères
Phlobaphènes	Oligomères ou des polymères
	Polymères

Annexe 02. Structure des principaux composés phénoliques de l'abricot

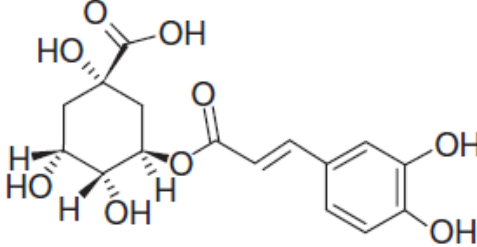
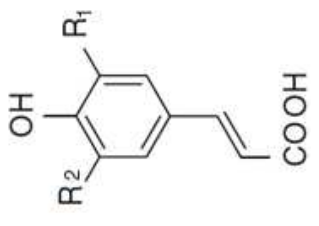
			
		R1	R2
	Acide férulique	H	OCH
	Acide cafeique	OH	H
Acide chlorogénique	Acide p-coumarique	H	H

Figure A. Structure de quelques acide phénoliques de l'abricot (Pokorny *et al.*, 2001;

Tiwari *et al.*, 2013).

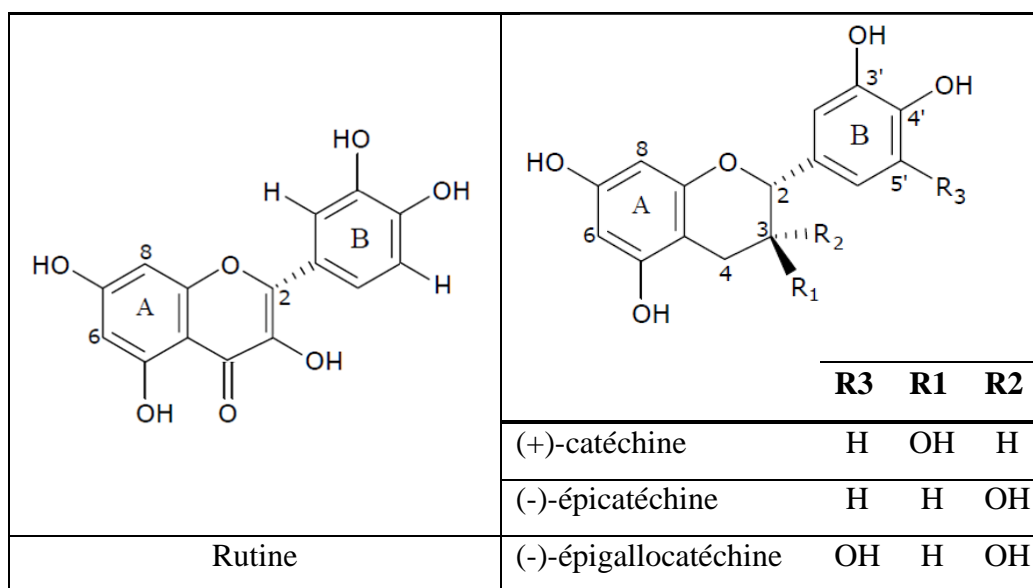
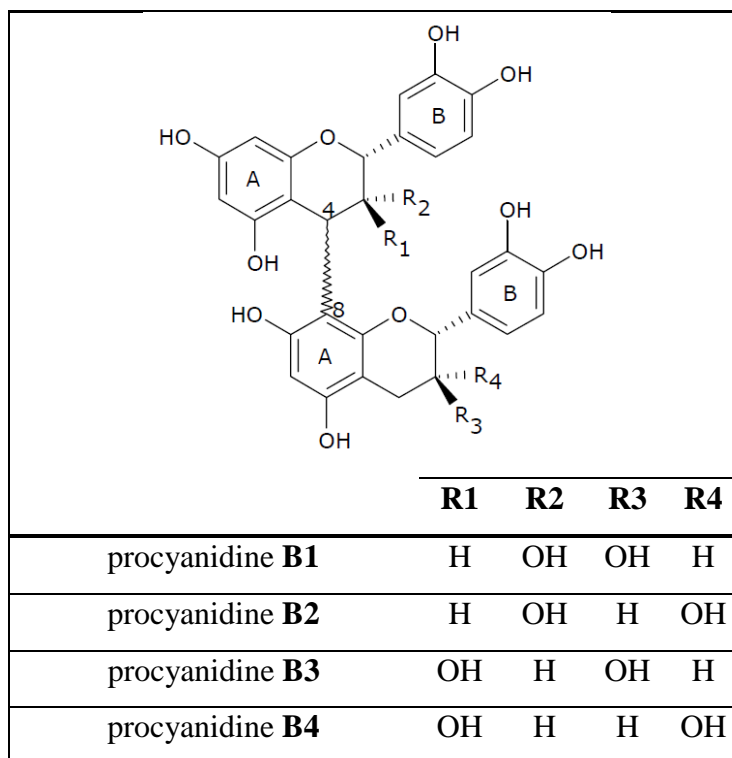


Figure B. Structure des principaux flavonoïdes d'abricot (Pokorny *et al.*, 2001).



Figures C. Structures chimiques des procyanidines B1, B2, B3, B4 (Perret, 2001).

Annexe 03. Préparation des solutions pour le dosage des tannins (Hagerman et Butler, 1978; Makkar *et al.*, 1988; Makkar, 2003).

Nom dans le protocole	Préparation des solutions
Tampon acétate	- 0.2 M d'acide acétique (11.4 ml dans 800 ml d'eau distillé) - 0.17 M de NaCL (9.86g) - pH ajusté à 4.9 avec le NaOH et compléter le volume a 1 L.
Solution SDS/TEA	-1g de SDS et 5 ml du TEA sont complétés à 100 ml avec de l'eau distillée - pH ajusté à 9,4 avec le HCL
Solution de BSA	-1mg / ml de Sérum Bovin Albumine dissous dans le tampon A
Réactif Chlorure Ferrique	- 0, 1M de HCL (diluer 4.2 ml de HCL à 37° a 500 ml avec de l'eau distiler. - 0.01M de FeCL ₃ (0.81g dans 500 ml de 0.1 M HCL)

Annexe 04. Questionnaire de l'enquête.

Questionnaire sur le séchage traditionnel des abricots

Questionnaire N° :..

Date de l'enquête :.....

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

Volet 1. Identification et renseignements personnels1. 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 :.....

6. Etes vous agriculteur ou d'une famille pratiquant l'agriculture ?

Oui Non 7. Si oui avez-vous des abricotiers ? Oui Non

8. Si oui combien abricotiers avez-vous ?

9. Combien de variétés avez-vous ? 1 2 3 4 5 6

10. Donner par ordre de dominance les noms de ces variétés.

.....

11. Pourriez-vous distinguer ces Variétés ? Oui Non

12. Par quel(s) caractère (s) vous les distinguez ?

La couleur de l'abricot la taille la forme la précocité de maturation
l'abricotier entier Autre précisez.....13. Les vergers d'abricotiers se situent en : Zones montagneuses Plateaux Montagne Autres précisez14. Quel est l'âge des plantations des abricotiers ? [5-10] [11-20] [21-30] [31-40] [41-50] 50 ans et plus 15. Quel est l'usage des plantations des abricots? Consommation familiale Vente

16. Comment appréciez-vous la maturation des abricots?

.....

Volet 2. Renseignements sur le séchage des abricots

1. Est ce que vous séchez les abricots ? Oui Non

2. Si oui, quant à ce que vous les séchez? Dans le cas d'une production suffisante

Même dans le cas d'une production normale Seulement les variétés à maturité tardive

Autres précisez.....

3. Dans quel but vous séchez les abricots? Pour conserver l'excès de la production

pour valoriser les abricots de faible valeur marchande pour améliorer le goût

Pour conserver les abricots pour les occasions (fêtes, etc.) Autres

précisez.....

4. Est-ce que toutes les variétés se prêtent au séchage ? Oui Non

5. Si non, quels types de variétés se prêtent mieux au séchage ?

.....
:.....

6. Comment pratiquez-vous le séchage ? Vous laissez les abricots sur arbre Vous les

cueillez après pleine maturité Vous les cueillez avant pleine maturité

7. Dans le cas où le séchage se fait après cueillette, comme prétraitement est ce que vous procédez ?

Au Triage Oui Non

Au Calibrage Oui Non

Au Lavage Oui Non

A l'ajout des produits chimiques Oui Non

8. Si oui quel(s) produit(s) ajoutez vous ?

.....

Autres, précisez.....

9. Quel est le support utilisé pour le séchage ?

Tapis de roseaux Bâche tissus Plantes aromatiques et médicinales

Autre précisez.....

10. Quel est l'intervalle de température convenable au bon séchage ?

.....

11. Vous séchez les abricots : Au soleil à l'ombre Autres

Précisez.....

12. Sur quels critères vous vous basez pour arrêter le séchage ?

13. Pendant combien de temps séchez-vous les abricots?.....

14. Quels sont les problèmes rencontrés durant le séchage?

.....
.....

15. Pour combien de temps vous stockez les abricots séchés?.....

16. Quelle est la quantité d'abricots séchés annuellement (en kg) ?

17. Est-ce qu'il y'a des critères exigés pour un bon séchage ? Citez-les par ordre d'importance.

Critère1 :.....

Critère2 :.....

Critère2 :.....

Critère4 :.....

18. Etes vous au courant du séchage industriel ? Oui Non

19. Selon vous, y'a-t-il une différence le séchage traditionnel et industriel ?

Oui Non

20. Si oui, quelle est cette différence ?

.....

21. Quelles sont les conditions de conservation des abricots séchés ?

.....
.....

22. Est-ce que vous avez observé dans certains cas le développement des moisissures dans les abricots durant ou après le séchage ? Oui Non

23. Si oui selon vous, cette altération est due à quoi ?

.....
.....

24. Décrivez votre propre procédé du séchage des abricots (par un diagramme) ?

.....
.....

EFFET DES PROCÉDES DE FABRICATION DE LA CONFITURE SUR LES CAROTENOÏDES D'ABRICOT.

DERRARDJA Ala eddine¹, SIAR El-Hocine¹, BARKAT Malika¹

¹ Laboratoire de biotechnologie et qualité des aliments (BIOQUAL), INATAA, Université Constantine.

Aliloo_89@yahoo.fr

1. INTRODUCTION

Dans le contexte actuel de revalorisation de la consommation des fruits, il est essentiel de connaître l'impact des procédés de transformation sur leurs composés d'intérêt nutritionnel. Les caroténoïdes sont des espèces très instables qui subissent de nombreuses réactions au cours de la transformation des aliments. Dans notre travail, l'approche repose sur un suivi de ces composés étape par étape au cours de la fabrication de la confiture d'abricot.

2. MATERIEL ET MÉTHODES

Les prélèvements sont réalisés chez un industriel spécialisé dans différents produits à base de fruit, principalement l'abricot (ENAJUC de N'gaous) au début de la campagne de l'abricot dans la période entre le 7 et le 22 juin 2013, pour trois lots différents pour prendre en compte les variations de la matière première. Les prélèvements sont par la suite désignés comme le lot LC-1, lot LC-2, et lot LC-3.

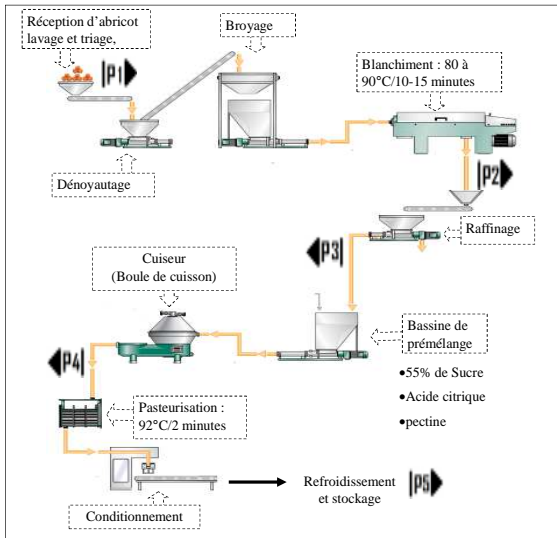


Figure N1. Diagramme des étapes de fabrication de la confiture et les points de prélèvements.

Extraction et dosage des caroténoïdes totaux : (Akin *et al.*, 2008)

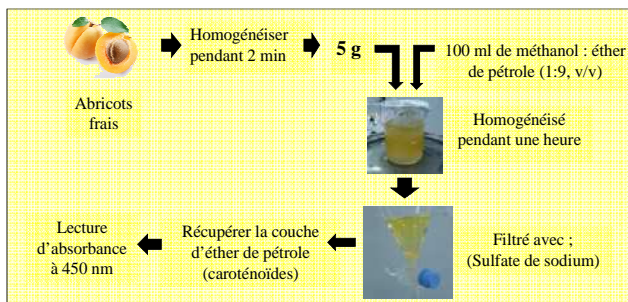


Figure N2. Récapitulatif des étapes d'extraction et de dosage des caroténoïdes

Les résultats ont été exprimés en équivalents de b-carotène (mg / 100 g de matière sèche), à partir de l'équation de régression de la courbe d'étalonnage établie avec le b-carotène (0-1.25 mg/ml). Les données sont corrigées par rapport à la teneur en sucre (55%) ajouté au cours du procédé.

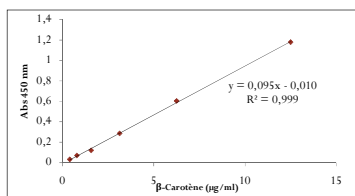


Figure N3. Courbe d'étalonnage des caroténoïdes.

3. RESULTATS ET DISCUSSION

Résultats

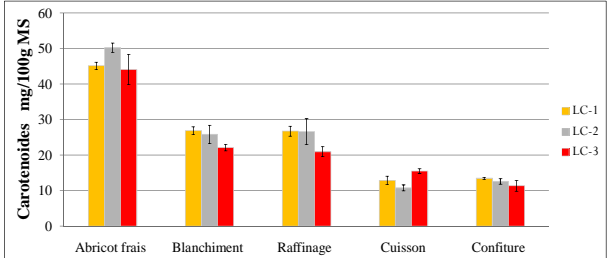


Figure N4. Évolution de la teneur en caroténoïdes des abricots au cours de la transformation.

Tableau N1. Analyse des différences par le test de Tukey entre les étapes de transformation de chaque lot, pour la teneur en caroténoïdes ($p \leq 0,05$).

Lots	Abricot frais	Blanchiment	Raffinage	Cuisson	Confiture finale
LC-1	45.10 ± 1.05 ^a	26.85 ± 1.06 ^b	26.73 ± 1.41 ^b	12.90 ± 1.19 ^c	13.45 ± 0.27 ^c
LC-2	50.23 ± 1.28 ^a	25.81 ± 2.56 ^b	26.59 ± 3.63 ^b	10.76 ± 0.82 ^c	12.58 ± 0.78 ^c
LC-3	44.04 ± 4.24 ^a	22.06 ± 0.91 ^b	20.97 ± 1.4 ^b	15.48 ± 0.65 ^c	11.32 ± 1.49 ^c

La même lettre signifie absence de différence significative entre les étapes

Discussion

Les Caroténoïdes dans les fruits sont généralement plus stables que lorsqu'ils sont isolés, en raison de l'effet protecteur des conditions spéciales au sein des tissus. Les traitements mécaniques (dénoyautage et broyage) qui précèdent le blanchiment ont susceptible d'avoir causé une destruction des caroténoïdes, ces traitements peuvent apporter les caroténoïdes en contact avec les enzymes de dégradation (Britton et Khachik, 2009).

Quoique La dégradation thermique est la principale cause de perte de caroténoïdes, elle conduit à la formation des isomères cis. Les traitements thermiques sévères peuvent diminuer le contenu des caroténoïdes de 50% (Camire, 1998). Gross J, (1991) rapporte que le β carotène est la plus labile des caroténoïdes, et le fait que le β-carotène représente plus de 50% des caroténoïdes de l'abricot (Hussain S., et al 2013), cela peut expliquer les grandes pertes causées par la cuisson. De même Britton et Khachik (2009) rapportent que les longs traitements à des températures élevées, conduisent à des grandes pertes. Le pourcentage des isomères augmente avec le temps de cuisson (Gross J, 1991), ce qui conduit à une modification du spectre d'absorption suite à cette isomérisation.

4. CONCLUSION

Le suivi des caroténoïdes de l'abricot à la confiture a révélé l'influence des procédés thermiques sur la disponibilité de ces composés. Cette influence se traduit par une diminution, Ainsi le blanchiment et la cuisson ont conduit à des pertes considérables de ces composés. Toutefois l'effet de l'étape de raffinage et de pasteurisation sur les caroténoïdes n'était pas significatif.

Références bibliographiques

- *Akin E B, Karabulut I et Topcu A. 2008. Some compositional properties of main Malatya apricot (*Prunus armeniaca L.*) varieties. Food Chemistry. 107 : 939–948.
- *Britton G, Liaaen-Jensen S et Pfander H. 2009. Carotenoids Volume 5: Nutrition and Health. Birkhäuser Verlag, P.O. Box 133, CH-4010 Basel, Switzerland.
- *Camire M E. 1998. Chemical Changes during Extrusion Cooking: Recent Advances. In: Shahidi F, Ho C T, Chuyen N V, process-induced chemical changes in food. Springer Science+Business Media, LLC. Pp: 116
- *Hussain P R., Chatterjee S., Variyar P S., Sharma A. 2013. Bioactive compounds and antioxidant activity of gamma irradiated sun dried apricots (*Prunus armeniaca L.*). Journal of Food Composition and Analysis.
- *Gross J, 1991. pigments in vegetables Chlorophylls and Carotenoids. Springer Science+Business Media New York.

ملخص

يعتبر المشمش مصدرا جيدا لمتعددات الفينول و الكاروتينات. حاليا هنالك اهتمام كبير بهذه المركبات النشطة بيولوجيا، نظرا لخصائصها المضادة للأكسدة. غير أن هذه المركبات تتميز بعدم إستقرارها، حيث أنها تتعرض لكثير من التغيرات خلال عمليات التحويل الغذائية، هذه التغيرات تؤثر بدرجة كبيرة على نوعية الغذاء. من هذا المنطلق فإنه من الضروري معرفة تأثير عمليات التحويل و الحفظ على هذه المركبات. الهدف من هذه الدراسة هو متابعة تطور متعددات الفينول و الكاروتينات خلال عملية تصنيع العصير و المربي و بعد التجفيف التقليدي و التجفيف في الفرن للمشمش.

في ما يخص العصير و المربي فإن العينات تم أخذها من مصنع متخصص في تحويل الفواكه، خصوصا المشمش. كما أجرينا دراسة إستقصائية بين الفلاحين الممارسين للتجفيف التقليدي، في منطقة برج بوعريريج و المسيلة. وذلك لإعتماد طريقة للتجفيف التقليدي.

تتبع الخصائص الفيزيائية-الكيميائية (الرطوبة، درجة الحموضة، الرماد، pH، BRIX)، أظهرت تأثير معتبر لمختلف العمليات التحويلية على تطور هذه الخصائص.

القياس الكمي للكاروتينات و متعددات الفينول (متعددات الفينول الإجمالية، الفلافونويدات و التينينات) أجري بطريقة تعتمد على جهاز المطياف الضوئي (méthode spectrophotométrique). النتائج أظهرت هشاشة الكاروتينات خلال مختلف العمليات المدروسة، حيث أن أكثر من 60% فقدت خلال عملية تصنيع العصير وأكثر من 70% خلال عملية تصنيع المربي، كذلك 67% فقدت بعد عملية التجفيف التقليدية و 44% بعد عملية التجفيف في الفرن. أما بالنسبة لمتعددات الفينول فإن تأثيرها إختلف من مرحلة إلى أخرى، فخلال عمليتي تصنيع العصير و المربي، أدت مرحلة التبييض إلى زيادة معتبرة في محتوى متعددات الفينول. وعلى العكس من ذلك فإن مراحل: التكرير، الطبخ و البسترة نتج عنها تراجع ملحوظ في هذا المحتوى. على العموم، حافظت عملية العصير على محتوى متعددات الفينول، لكن عملية المربي تسببت في فقدان في حدود الـ 5% من هذا المحتوى. وبالمثل سجل انخفاض بنسبة 15% بعد عملية التجفيف التقليدية. أما بالنسبة لعملية التجفيف في الفرن فقد سجلت زيادة قدرها 4%.

كما قمنا بتقييم النشاط المضاد للأكسدة لمستخلصات الفينول عن طريق اختبار DPPH. النتائج أظهرت وجود ارتباط إيجابي بين تطور متعددات الفينول و بين النشاط المضاد للأكسدة بالنسبة لعمليتي تصنيع العصير و المربي، مع تسجيل ارتباط سلبي في عملية التجفيف التقليدية.

الكلمات الدالة: المشمش، متعددات الفينول، الكاروتينات، النشاط المضاد للأكسدة، عملية تصنيع العصير، عملية تصنيع المربي، عملية التجفيف.

Summary

Apricot is considered to be a good source of polyphenols and carotenoids. Currently, there is considerable interest in these biologically active components due to their antioxidant properties. However these compounds are very unstable species undergoing many reactions during food processing. These changes have significant effects on the nutritional and technological food quality. As such, it is essential to know the impact of transformation and preservation processes on these compounds. The aim of our work is to follow the evolution of polyphenols and carotenoids during apricot processing to juice and jam, and after drying (traditional and in oven). Juice and jam samples were taken at an industrialist specialising in different fruits products, mainly apricot. So to apply a traditional drying diagram, a survey was conducted among farmers practising traditional drying in Bordj Bou Arreridj and M'sila region. The monitoring of some physico-chemical parameters (humidity, acidity, pH, Brix and ash) showed a significant effect of different processes on the evolution of these parameters. The quantification of carotenoids and polyphenols (totals polyphenols, flavonoids and tannins) was conducted by Spectrophotometric method. Carotenoids have shown fragility during studied processes, where more than 60% have been degraded during juice process, more than 70% during jam process, 67% after traditional drying and 44% after drying in oven. However the effects on polyphenols were not uniform, for juice and jam process. Bleaching step led to a significant increase in phenolic content. On the other hand, refining, cooking and pasteurisation has led to decline remarkably this content. Overall, the juice process has preserved the polyphenols content, however the jam process caused a decrease in the order of 5%. Similarly a decrease of 15% has been reported after traditional drying. Also an increase of 4% was recorded after drying in oven. The antioxidant activity of phenolic extracts was evaluated by the DPPH test. A positive correlation was found between the evolution of polyphenols and antioxidant activity for juice and jam processes but it is negative for the traditional drying.

Keywords : Apricot, polyphenols, carotenoids, antioxidant activity, juice process, jam process, drying process.

Résumé

L'abricot est considéré comme une bonne source des polyphénols et des caroténoïdes. Actuellement, il y a un intérêt considérable pour ces composants biologiquement actifs en raison de leurs propriétés antioxydantes. 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 et des caroténoïdes pendant la transformation de l'abricot en jus et en confiture, et après séchage (traditionnel et au four). Les prélèvements des échantillons de jus et de confiture ont été effectués chez un industriel spécialisé dans différents produits à base de fruits, principalement l'abricot. Ainsi pour appliquer un diagramme de séchage traditionnel, une enquête a été réalisée auprès des producteurs pratiquants le séchage traditionnel dans la région de Bordj Bou Arreridj et M'sila. Le suivi de quelques paramètres physico-chimiques (humidité, acidité, pH, Brix et cendres) a montré un effet significatif des différents procédés sur l'évolution de ces paramètres. La quantification des caroténoïdes et des polyphénols (polyphénols totaux, flavonoïdes et tanins) a été réalisée par la méthode spectrophotométrique. Les caroténoïdes ont montré une fragilité pendant les procédés étudiés où plus de 60% ont été dégradés pendant le procédé jus, plus de 70% pendant le procédé confiture, 67% après séchage traditionnel et 44% après séchage au four. Cependant les effets sur les polyphénols n'étaient pas les mêmes pour les procédés jus et confiture. L'étape de blanchiment a conduit à une augmentation significative de la teneur en composés phénoliques. En revanche, le raffinage, la cuisson et la pasteurisation ont diminué remarquablement cette teneur. Dans l'ensemble, le procédé jus a préservé la teneur en polyphénols, cependant le procédé confiture a provoqué une diminution de l'ordre de 5%. De même une diminution de 15% a été signalée après séchage traditionnel. Par ailleurs une augmentation de 4% a été enregistrée après séchage au four. L'activité antioxydante des extraits phénoliques a été évaluée par le test DPPH. Une corrélation positive a été constatée entre l'évolution des polyphénols et l'activité antioxydante pour les procédés jus et confiture mais elle est négative pour le séchage traditionnel.

Mots clé : Abricot, polyphénols, caroténoïdes, activité antioxydante, procédé jus, procédé confiture, procédé séchage.

