



HAL
open science

Contribution à l'étude de la diversité génétique et recherche des paramètres physicochimiques et biochimiques indicateurs de la qualité au cours de la maturation des fruits d'abricots frais et après transformation

Jamal Ayour

► To cite this version:

Jamal Ayour. Contribution à l'étude de la diversité génétique et recherche des paramètres physicochimiques et biochimiques indicateurs de la qualité au cours de la maturation des fruits d'abricots frais et après transformation. Amélioration des plantes. Université d'Avignon; Université Cadi Ayyad (Marrakech, Maroc), 2018. Français. NNT : 2018AVIG0704 . tel-03910298

HAL Id: tel-03910298

<https://theses.hal.science/tel-03910298v1>

Submitted on 22 Dec 2022

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

**CENTRE D'ETUDES DOCTORALES
« Sciences de l'Ingénieur »**

THÈSE

présentée à la Faculté des sciences et Technique de Marrakech

pour obtenir le grade de :

Docteur

Formation Doctorale :

BIOTECHNOLOGIES ET TECHNOLOGIES AGROALIMENTAIRES

**CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA DIVERSITE GENETIQUE ET
RECHERCHE DES PARAMETRES PHYSICOCHIMIQUES ET
BIOCHIMIQUES INDICATEURS DE LA QUALITE AU COURS DE LA
MATURATION DES FRUITS D'ABRICOTS FRAIS ET APRES
TRANSFORMATION**

par :

JAMAL AYOUR

(Master spécialisé : Technologie Alimentaire)

Soutenue le

devant le Jury d'examen :

Avant propos

Ce travail réalisé en collaboration entre différentes unités de recherches (SQPOV, GAFL, LSA) au Maroc et en France porte sur le patrimoine génétique de l'abricotier du pourtour méditerranéen et offre une vision d'ensemble des thèmes liés à la valorisation, la régularité de production et la qualité des fruits d'abricot.

Une partie de ce travail a déjà fait l'objet d'une valorisation sous forme d'articles scientifiques publiés dans des journaux internationaux à comité de lecture ou de communications orales et affiches dans des congrès internationaux.

Publications dans des revues internationales à comité de lecture :

- Ayour, J., Sagar, M., Alfeddy, M. N., Taourirte, M., & Benichou, M. (2016). Evolution of pigments and their relationship with skin color based on ripening in fruits of different Moroccan genotypes of apricots (*Prunus armeniaca* L.). *Scientia Horticulturae*, 207, 168–175.
- Ayour, J., Gouble, B., Reling, P., Ribas-Agustí, A., Audergon, J.M., Maingonnat, J.F., Benichou, M., Renard, C.M.G.C. (2017). Impact of cooking on apricot texture as a function of cultivar and maturity. *LWT - Food Science and Technology*, 85, 385-389.
- Ayour, J., Sagar, M., Harrak, H., Alahyane, A., Alfeddy, M. N., Taourirte, M., & Benichou, M. (2017). Evolution of some fruit quality criteria during ripening of twelve new Moroccan apricot clones (*Prunus armeniaca* L.). *Scientia Horticulturae*, 215, 72–79.

Publication dans un ouvrage international à comité de lecture :

- Benichou M., Ayour J., Sagar M., Alahyane A., Elateri I., Aitoubahou A. (2018). Postharvest Technologies for Shelf Life Enhancement of Temperate Fruits. In: Mir S., Shah M., Mir M. (eds) *Postharvest Biology and Technology of Temperate Fruits*. Springer, Cham.

Communications dans des congrès internationaux :

- Jamal Ayour, Hasnaâ Harrak, Abderrahim Alahyane, Moha Taourirte, Catherine M.G.C. Renard, Mohamed Benichou. Pomological and antioxidant proprieties of apricot: Fruit management and quality analysis / 8th international conference on Food Safety and Regulatory Measures – 11-12, 2018 Barcelona, Spain. (Communication Orale)

- Jamal Ayour, Imane Elateri, Mohammed Alami, Abderrahim Alahyane, Mohamed Najib Alfeddy, Jean-Marc Audergon, Catherine M.G.C. Renard, Mohamed Benichou. Genetic variability of apricot (*Prunus armeniaca* L.) issued from various genetic and environmental resources in Morocco. Fourth International American Moroccan Agricultural Sciences Conference (AMAS Conference IV) on May 9-11, 2018 at the Qualipôle-Agropolis, Meknes, Morocco. (Communication Orale)

- Jamal Ayour, Abderrahim Alahyane, Moha Taourirte, Catherine M.G.C. Renard, M. Benichou. Composés bioactifs et activité antioxydante de nouveaux génotypes d'abricots marocains (*Prunus armeniaca* L.). 6^{ème} Symposium International sur les Plantes Aromatiques et Médicinales. SIPAM 6,16-18 Mars 2017, Marrakech, MAROC. (Communication affiche)

- Ayour, J., Gouble, B., Reling, P., Ribas-Agustí, A., Audergon, J.M., Maingonnat, J.F., Benichou, M., Renard, C.M.G.C. (2017). Apricot texture: variability as a function of cultivar, influence of maturity and impact of cooking. 2ndEuro-Mediterranean symposium on fruit and vegetable processing - 2016, Avignon, France. (Communication affiche)

- Ayour Jamal, Alfeddy Mohamed Najib, Taourirte Moha, Benichou Mohamed. Evolution des acides organiques et du profil de la vitamin C au cours de trois processus industriels de production des produits à base de la tomate, l'abricot et de la betterave sucrière. Journées Internationales de Biotechnologie–2016, Hammamet, Tunisie. (Communication affiche et Premier Prix de la Catégorie)

Une autre partie des travaux soumis dans ce manuscrit de thèse a donné lieu à la rédaction de quatre projets d'articles et d'autres en préparation.

Remerciements

Ce mémoire relate l'aboutissement d'un travail de thèse en cotutelle internationale effectué dans deux organismes ont une expertise reconnue dans les nouvelles technologies de caractérisation et de maîtrise de la qualité des fruits et la sélection variétale, à savoir INRA SQPOV, GAFL – Université d'Avignon en France et LSA-Université de Marrakech au Maroc. Sous la direction de Mr Mohamed Benichou et Mme Catherine Renard. Je les remercie vivement pour avoir accepté diriger ma thèse et je les exprime toute ma reconnaissance.

Je tiens également à remercier chaleureusement Mme Barbara Gouble et Mr Jean Marc Audergon mes co-encadrants à l'INRA d'Avignon. Leurs compétences, leurs conseils et leurs implications dans le travail et m'avoir aidé et fait preuve de patience dans l'explication de l'interprétation des résultats. Je remercie également mon co-encadrant à l'université de Marrakech Mr Moha Taourirte pour m'avoir aidé à réaliser ce projet et m'avoir apporté ses conseils et son soutien.

Un énorme merci à tous les membres d'équipe Qualité et Procédés de l'unité SQPOV. Je remercie également Mme Sylvie Bureau, Mr Jean-François Maingonnat et Mr Patrice Reling de leur aide et de leurs conseils pour accomplir les méthodes d'analyses physiques des fruits, Mme Carine Lebourvellec, Mr Romain Bott, Mme Marielle Boge et Mme Line Tichit pour m'avoir aidé à réaliser des analyses biochimiques et aux autres personnes de l'équipe qui ont contribué à ce travail.

Je tiens à adresser toute ma reconnaissance aux personnes du laboratoire LSA à l'université de Marrakech et notamment Mr Abderrahim Alahyane, Mme Imane Elateri et Mme Maha Sagar avec qui j'ai partagé beaucoup d'heures de travaux et qui m'a beaucoup apporté sur le plan pédagogique.

Un énorme merci à Mr Mohamed Najib Alfeddy et Mme Hasnaâ Harrak de l'INRA de Marrakech pour la collaboration à ce travail, le matériel utilisé et les méthodologies employées.

Enfin et surtout, un énorme MERCI à ma famille, mes parents, qui ont su m'accompagner et m'encourager dans ce challenge malgré l'éloignement. Je suis fier et heureux d'avoir pu présenter mon travail à Marrakech et je profite de ce document pour vous dire aussi que je vous aime.

Sommaire

INTRODUCTION GENERALE	4
ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE	8
I Généralités sur l'abricot (<i>Prunus armeniaca</i> L.)	9
1 Origine historique	9
2 Importance économique	9
3 Anatomie et histologie	11
4 Physiologie et conditions climatiques	12
5 Botanique et diversité génétique	13
6 Développement et maturation	15
7 Récolte, Post-récolte et conservation	16
8 Transformation et valorisation	17
II Changements biochimiques de l'abricot	18
1 Développement des pigments et changement de la couleur	18
2 Dégradation des acides et biosynthèse des sucres	20
3 Evolution des composés phénoliques	23
4 Développement des arômes et qualité sensorielle	25
III Changements texturaux de l'abricot	27
1 Notion de texture	27
2 Approche multi échelle de la texture	28
2.1 Structure physique du fruit	28
2.2 Cohésion des tissus et turgescence	28
3 Biochimie de la paroi cellulaire	29
3.1 Ultrastructure de la paroi cellulaire	29
3.2 Composition de la paroi cellulaire	31
4 Facteurs de variation de la texture	40
4.1 Impact du génotype	40
4.2 Impact de la maturation	41
4.3 Impact de la transformation	42
CONTEXTE DU TRAVAIL	44
I Matériel Marocain	45
II Matériel Français	46
MATERIELS ET METHODES	47
I Matériel végétal	48
1 Abricots marocains	48
2 Abricots français	53
II Méthodes et analyses	57
1 Analyse de la diversité génétique	57
1.1 Morphologie des fruits et des feuilles	57
1.2 Analyse moléculaire des feuilles	58
1.3 Extraction de l'ADN	59
1.4 Amplification de l'ADN	60
1.5 Analyse des produits PCR	61
2 Analyse de la texture des abricots	61
2.1 Mesure de la fermeté des abricots marocains	61
2.2 Préparation du matériel végétal pour les abricots français	62
2.2.1 Tri des fruits par compression	62

2.2.2	Cuisson des fruits	64
2.3	Mesure de la texture	65
III	Analyse biochimique des fruits	67
1	Réactifs et standards analytiques	67
2	Acides organiques et sucres	68
2.1	Indice Réfractométrique, pH et Acidité Titrable	68
2.2	Analyse des acides organiques	68
2.3	Analyse enzymatique des sucres et des acides organiques	68
3	Couleur, Chlorophylles et Caroténoïdes	69
3.1	Mesure de la couleur	69
3.2	Analyse des pigments	69
4	Composés phénoliques et activité antioxydante	70
4.1	Activité antioxydante	70
4.2	Analyse des composés phénoliques	71
5	Paroi cellulaire et activités enzymatiques	73
5.1	Analyse de la composition de la paroi cellulaire	73
5.2	Analyse de l'activité enzymatique de la paroi cellulaire	76
5.2.1	Détermination de l'activité de la pectine méthylestérase	76
5.2.2	Détermination de l'activité de la β -galactosidase	76
6	Analyse sensorielle	77
6.1	Préparation des fruits	77
6.2	Protocole expérimental	77
IV	Analyses statistiques des données	78
1	Analyse des données de la diversité génétique	78
2	Analyses des données physiques et biochimiques	79
	RESULTATS ET DISCUSSION	81
	CHAPITRE I : Analyse de la diversité génétique des abricots	82
	Assessment of variability in morphological traits of apricot germplasm issued from various genetic and environmental resources in Morocco	84
	Apricot genetic diversity revealed by SSR markers in Moroccan germplasm issued from various genetic and environmental resources	103
	CHAPITRE II : Analyse des composés physicochimiques et biochimiques	129
	Evolution of some fruit quality criteria during ripening of twelve new Moroccan apricot clones (<i>Prunus armeniaca</i> L.)	134
	Evolution of pigments and their relationship with skin color based on ripening in fruits of different Moroccan genotypes of apricots (<i>Prunus armeniaca</i> L.)	135
	Characterization of polyphenols by Thioacidolysis-UFLC and their contribution in antioxidant activity of apricot: impact of genotype and ripening stage	136
	Sensory profiles and biochemical composition related to ripening of Moroccan apricots	150
	Changes of cell wall composition in relation to the heterogeneity of the flesh texture and pectinolytic enzyme activities of ten apricot clones	165
	CHAPITRE III : Texture de l'abricot : évolution et impact sur la transformation industrielle	181
	Impact de la cuisson sur la texture de l'abricot en fonction du cultivar et de la maturation	182

DISCUSSION GENERALE	183
Quelle est la diversité génétique des abricots marocains, son évolution et ses contraintes ?	185
Quels sont les marqueurs biochimiques qui permettent de comprendre et d'évaluer la qualité des abricots ?	188
À quel niveau la texture de l'abricot peut déterminer son aptitude à la transformation ?	194
La variabilité génétique et la variabilité phénotypique de l'abricot : quelle relation ?	196
CONCLUSION ET PERSPECTIVES	197
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	201

INTRODUCTION GENERALE

INTRODUCTION GENERALE

La qualité des abricots est une des principales préoccupations des consommateurs des producteurs et des distributeurs tant sur le plan gustatif, sanitaire ou nutritionnel du produit (Grimplet, 2004). Il s'agit d'un caractère complexe dont les caractéristiques sont influencées par la variété et l'état physiologique du fruit au moment de la récolte, la qualité des fruits est néanmoins un des critères oubliés dans les descriptions pomologiques au service de la gestion des ressources génétiques et/ou des programmes d'innovation variétale.

L'abricot est un fruit « climactérique » caractérisé par un accroissement de la respiration et de la synthèse d'éthylène à l'approche de la maturité physiologique. La maturation débute sur l'arbre et peut se prolonger après la récolte (Lurol, 2012). La caractéristique de cette évolution est sa rapidité ce qui s'avère particulièrement problématique pour la conservation de l'abricot (Grimplet, 2004). En conséquence, la connaissance des mécanismes impliqués dans l'élaboration de la qualité des fruits est de première importance pour l'abricotier, espèce fruitière cultivée avec une large variabilité génétique. Cette diversité a un impact considérable sur un grand nombre de caractères (physicochimiques et biochimiques) de la qualité des fruits, à cause de la connaissance partielle de certains facteurs tels que le génotype, les stades phénologiques de floraison et la vitesse de maturation (Grimplet, 2004).

La maîtrise de la qualité des fruits est, de ce fait, devenue un enjeu majeur pour la filière de l'abricot. Les études menées dans le projet UE-ISAFRUIT (2007-2010) ont permis de préciser l'impact des facteurs génétiques et environnementaux sur la qualité des abricots. Ce projet a signalé la nécessité de développer de nouvelles méthodes de caractérisation (alternatives, à haut débit, ...) des paramètres majeurs de la qualité. Il a mis également en évidence l'importance de la texture comme un paramètre déterminant de l'évolution de la qualité des abricots au cours de la maturation et après récolte. En effet le maintien de la texture est primordial pour préserver l'intégrité des fruits, leur potentiel qualitatif pour les consommateurs et pour la transformation industrielle des abricots. D'autres travaux sur l'abricot ont déjà permis de mettre en évidence certains marqueurs de la qualité à différentes phases du développement et de la maturation (Mbéguié-A-Mbéguié, 2000 ; Infante et al., 2008 ; Abaci et al., 2013 ; Stanley et al., 2013) et de la caractérisation de la diversité génétique de l'abricotier (Martínez-Mora et al., 2009 ; Kodad, 2013 ; Lasnier, 2014).

La texture des abricots a été également étudiée comme étant un caractère essentiel dans le suivi de la qualité des abricots et leur aptitude aux procédés de transformation (Ella Missang et al., 2012 ; Ribas-Agustí et al., 2017).

Notre travail de recherche est mené en Co-encadrement (Maroc et France) dans le cadre d'une thèse en cotutelle internationale. Deux organismes ont une expertise reconnue d'une part dans les nouvelles technologies de caractérisation de la qualité des fruits, l'amélioration et la sélection variétale (INRA SQPOV et GAFL – Université d'Avignon en France) et d'autre part autour des problématiques de maîtrise de la qualité des fruits avant et après la récolte et l'adaptation des génotypes à l'obtention de fruits de qualité (LSA-Université de Marrakech au Maroc). Il porte sur le patrimoine génétique de l'abricotier du pourtour méditerranéen et offre une vision d'ensemble des thèmes liés à la valorisation, la régularité de production et la qualité des fruits d'abricot. La diversité des conditions climatiques confère au Maroc une vocation de production de fruits en général et de rosacées fruitières en particulier. Parmi les rosacées fruitières produites au Maroc, figure l'abricotier dont la culture a pris de l'ampleur durant les dernières années. La culture de l'abricot au Maroc est concentrée au niveau de deux zones, la région Marrakech-Safi et la région de Meknès-Fes (selon l'ancien découpage régional du Maroc). Depuis 2009, la filière abricot subit une baisse des superficies de culture et des volumes exportés en fruit et produits dérivés (oreillons au sirop, confiture, compotes, ...). Parmi les facteurs de fragilité figurent un assortiment variétal réduit, constitué pour 80% par une seule variété (Canino) avec une contribution limitée d'autres variétés (Gélitano, Delpatriarca, Ouardi, Sayeb et Maoui). A ce manque de diversité variétale s'ajoute une période de récolte généralement restreinte à un mois entre la variété la plus précoce et la plus tardive. L'industrie de transformation des abricots est influencée par ces deux facteurs, surtout par le non étalement dans le temps de la production, ce qui limite l'activité du secteur à un mois au maximum. C'est dans ce cadre que s'inscrit la première partie de notre étude qui vise la caractérisation des ressources génétiques (nouveaux clones) d'abricot marocains en vue d'élargir et enrichir la production de fruits de qualité, que ce soit pour la consommation en frais ou pour la transformation industrielle, pour permettre un développement durable de cette filière. La seconde partie s'inscrit dans le cadre d'un projet ANR « ILLIAD », d'une durée de 4 ans (2012/2016), avec l'objectif d'étudier la durabilité de la filière de l'abricot française. En effet, ce fruit représente de réels enjeux économiques d'une part pour les producteurs, de par le coût de la récolte, et d'autre part pour les transformateurs, dans le choix de variétés dédiées aux procédés industriels de transformation.

Ce projet s'inscrit dans les thématiques de recherche de l'UMR SQPOV de l'INRA d'Avignon, portant sur la caractérisation de paramètres physiques de différentes variétés d'abricots françaises. La qualité est un défi majeur dans la filière de transformation des abricots, car le fruit est sensible au processus de cuisson et la chaleur impacte énormément la texture de la chair et par conséquent la qualité organoleptique du produit. D'où la nécessité de déceler les variétés aptes à subir ce processus (Ella Missang et al., 2011). Dans ce contexte notre objectif vise à mettre en place de nouvelles méthodes de caractérisation de la qualité des abricots à l'état frais et après transformation industrielle, dans une approche qui permet la compréhension fine des phénomènes altérants la texture des fruits à travers :

- L'évaluation de l'impact de la transformation industrielle sur les propriétés mécaniques de différentes variétés d'abricot ;
- La sélection des critères de texture pour caractériser les variétés et définir celles aptes à être transformées par un traitement thermique.

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I Généralités sur l'abricot (*Prunus armeniaca* L.)

1 Origine historique

L'abricot est un fruit climactérique à noyau, classé parmi les fruits indéhiscentés ou drupes. Fruit de l'abricotier (*Prunus armeniaca* L.), dont la culture existait en Chine il y a deux mille ans. La culture s'est développée en Asie Centrale, puis s'est étendue à l'Iran, l'Asie Mineure, le Caucase puis la Syrie. Son introduction en Europe s'est faite via l'Italie à la suite des expéditions guerrières menées contre l'Arménie (69 à 63 avant Jésus-Christ). Il tire son nom d'espèce *Prunus armeniaca* de cette introduction. Son développement en Espagne s'est fait via l'Afrique du Nord à la faveur de l'invasion et de l'occupation de ces pays par les Arabes. Il est cultivé en France depuis le XV^{ème} siècle, introduit sans doute par le roi René d'Anjou. Seules 5 à 6 variétés étaient alors cultivées et échangées au même titre que les autres espèces fruitières entre les différentes cours Européennes.

Culture fruitière traditionnelle en Afrique du Nord, son introduction au Maghreb est attribuée aux Phéniciens il y a plus de 2500 ans (Krichen et al., 2008) à la faveur d'échanges commerciaux entre les parties orientales et occidentales du bassin méditerranéen et la preuve de sa culture au Maghreb remonte au XII^{ème} siècle. Les accessions présentes dans cette région constituent un groupe génétique homogène où les relations sont très étroites vraisemblablement du fait d'une multiplication par semis et où la diversité génétique la plus faible est présente au Maroc (Kostina, 1969, Bourguiba et al, 2012a). L'abricot marocain peut être divisé en deux catégories : les génotypes locaux propagés par semis et les cultivars nouvellement introduits propagés par greffage, principalement « Canino » et « Del Patriarca ». Les génotypes locaux sont cultivés dans les oasis et les vallées du Sud et du Centre-Est du Maroc selon le système traditionnel sans élagage (Mamouni et al., 2014) tandis que les cultivars introduits sont cultivés selon un système semi-intensif, principalement dans le centre-sud du Maroc (Marrakech et ses régions environnantes). Les objectifs de l'introduction de nouvelles variétés d'abricots étaient l'amélioration de la production et des rendements de 10 à 20 T/ha, la stabilisation de la superficie et la diversification de la transformation industrielle.

2 Importance économique

L'abricot est le troisième fruit à noyau le plus produit, après la pêche et la prune (Bourguiba, 2012a), avec une production mondiale proche de 4 millions de tonnes en 2015 et 2016 (Figure 1). Parmi l'ensemble des fruits tempérés, il représente la septième production

mondiale (Lichou et Jay, 2012). L'abricot est sensible aux aléas climatiques, l'alternance annuelle et son volume de production varie d'une année sur l'autre, avec une tendance à la diminution de 4,1 MT en 2013 à 3,9 MT en 2016 (FAOSTAT). La majorité de la production est assurée par un petit nombre de pays. Le bassin méditerranéen est une zone fortement productrice, avec près de la moitié de la production mondiale. La Turquie est le principal pays producteur du bassin méditerranéen, avec de riches ressources génétiques et une grande part de sa production dédiée à l'élaboration d'abricot sec de haute qualité, notamment sur le plateau anatolien en particulier autour de la ville de Malatya.

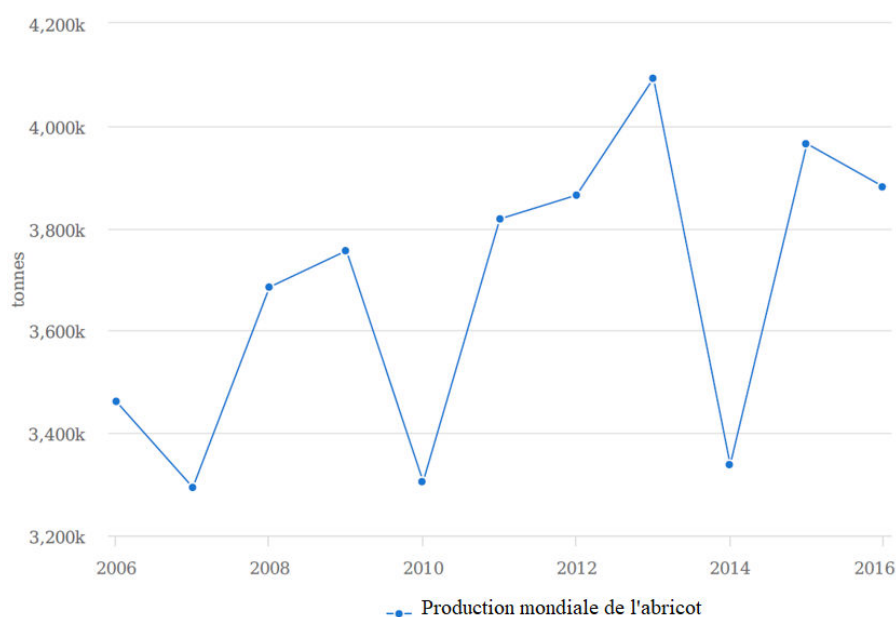


Figure 1: Évolution de la production mondiale de l'abricot entre 2006 et 2016

En 2016, la base de données statistique de l'Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture (F.A.O.), indique que la grande partie de la production de l'abricot dans le monde est assurée par la Turquie (premier pays producteur, 17 % de la production mondiale), l'Ouzbékistan, l'Iran, l'Algérie, l'Italie, le Pakistan, la France, le Maroc, l'Espagne et le Japon représentent plus de 80 % production. Pour l'Afrique, l'Algérie occupe la première place avec 50 % de la production du continent, suivi par l'Egypte (20%), le Maroc (14%) et à l'Afrique du Sud (5%) (FAOSTAT, 2016).

La superficie estimée des abricotiers au Maroc est de l'ordre de 12964 ha avec une production moyenne de l'ordre de 71156 tonnes et un rendement moyen de 6 tonnes hectare (FAOSTAT, 2016). Deux secteurs de culture peuvent être distingués :

- Le secteur semi-intensif, dont la majeure partie est concentrée dans la région du Haouz (plus de 7000 ha) mais dont la production est en baisse du fait de la disparition des

vergers en raison du développement de l'urbanisation. A contrario la culture se développe dans le haut plateau de la Moulouya (entre Midelt et Missour), dont les caractéristiques climatiques permettent un décalage de la maturité de la variété Canino de deux semaines par rapport à la région de Marrakech.

- Le secteur traditionnel est situé dans les oasis du sud allant de Tafilalet à Ouarzazate. La superficie consacrée à l'abricot y est en recul sensible. En 11 ans, la région a perdu quelque 2500 ha d'abricots alors que les nouvelles plantations ne dépassent pas les 585 ha.

En France, la surface cultivée était de 12 800 hectares en 2014 avec des volumes récoltés de 177 900 tonnes, année où les conditions climatiques favorables ont permis au verger d'exprimer son plein potentiel. La production d'abricots est concentrée dans 3 bassins principaux. Avec 58 % de la production d'abricots, la région Rhône-Alpes s'érige en leader, suivie du Languedoc-Roussillon avec une production de 23 % et 18% en région PACA (Bernadette et Bouchardaerts, 2013). La France est le premier producteur européen d'abricots destinés à la consommation en frais (14 % uniquement de la production annuelle française est pour l'industrie de transformation) et se situe juste derrière l'Italie pour la production globale. 68 % des volumes d'abricot sont destinés au marché français et le tiers restant à l'export. Les principales destinations d'exportation sont l'Allemagne (42%), l'Italie (19%) et la Suisse (8%).

3 Anatomie et histologie

Le fruit de l'abricotier est une drupe de forme globuleuse, c'est à dire un fruit charnu indéhiscent à noyau, qui dérive d'un ovaire infère à un carpelle situé dans le conceptacle caduc au sommet duquel sont fixées les pièces florales. Doté d'un péricarpe scindé en deux parties, l'abricot se compose d'une partie externe comestible charnue et d'une partie interne lignifiée qui entoure la graine. Trois structures (Figure 2) tissulaires bien distinctes définissent le péricarpe :

- L'épicarpe très mince et comestible.
- La chair du fruit correspond au mésocarpe, à l'intérieur de ces tissus se trouve des cellules de stockage à parois fines constituant les tissus parenchymateux (Signoret, 2004). La présence de tissus sclérenchymateux, disposant d'une paroi secondaire rigidifiée et lignifiée, confère à l'abricot sa fermeté et sa texture (Chahine, 1999).
- L'endocarpe correspond à la partie de l'épiderme interne des carpelles, toujours membraneuse, lignifiée (noyau) chez les drupes (Chahine, 1999).

Chez de nombreuses variétés, le mésocarpe et l'endocarpe du fruit mûr sont séparés par une cavité périnucléaire, le noyau est donc libre ou faiblement adhérent. Pour certaines variétés, le noyau reste fortement adhérent (Grimplet, 2004).

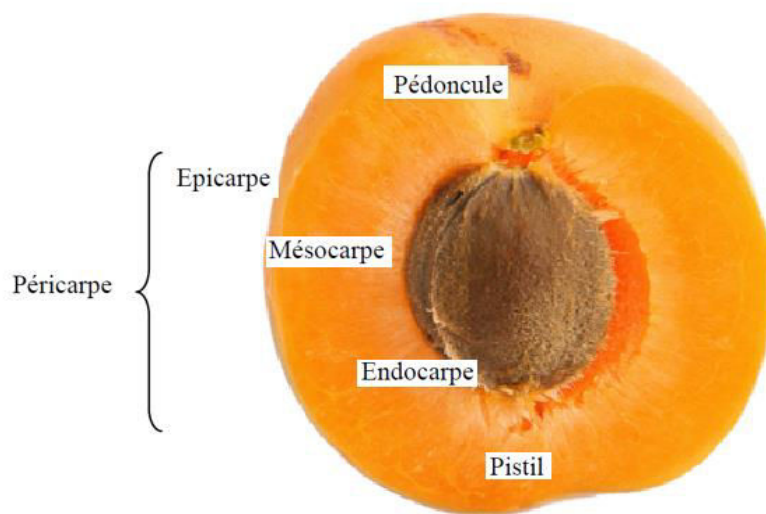


Figure 2: Coupe longitudinale de l'abricot

4 Physiologie et conditions climatiques

L'abricotier peut atteindre 10 à 15 mètres de hauteur mais généralement la taille est maintenue inférieure à 3,5 m en culture. Les feuilles sont caduques et leur forme varie avec le cultivar ; elles sont lisses, grandes et arrondies avec les bords dentelés et un apex en pointe. Le pétiole, de couleur tendant vers le rouge, mesure de 1 à 3 centimètres (Grimplet, 2004). Les fleurs apparaissent avant les feuilles et sont blanches ou roses, avec 5 sépales, 5 pétales réguliers et plusieurs verticilles d'étamines. Dans les vergers modernes la multiplication se fait principalement par greffage, ce qui permet notamment une conservation des caractères entre les générations et l'établissement de vergers homogènes. Les porte-greffes utilisés sont principalement des abricotiers, des pêchers et des pruniers (Bourguiba et al., 2012a).

La production des abricots est principalement située dans une large bande comprise entre 25° et 45° de latitude nord, souvent en association avec les cultures de pêches, nectarines et prunes. Cependant, l'abricot n'est pas aussi adaptable aux conditions climatiques que ces autres fruits à noyau. Une variété qui produit correctement dans une région est souvent improductive dans une autre. L'abricotier fleurit tôt, ce qui l'expose aux gels de printemps dans la plupart des régions où il est cultivé. Les abricotiers poussent mieux dans des sols profonds, fertiles et bien drainés. Ils sont adaptés aux sols dont les pH sont compris entre 6 et 8 (Rieger, 2006). L'espèce est assez tolérante aux conditions alcalines mais très sensible aux concentrations élevées en sel. L'abricotier requiert un climat chaud avec des hivers froids et humides pour lever sa dormance et

des étés chauds. Il est assez résistant à la sécheresse, mais nécessite une irrigation supplémentaire pour que les fruits atteignent leur potentiel de rendement maximal. Les demandes en eau de l'abricotier sont élevées (irrigation une fois tous les deux jours) au moment de la croissance du fruit, particulièrement pendant le durcissement du noyau. Au Maroc, cette période coïncide généralement avec une période sèche d'où la nécessité de maintenir un rythme soutenu d'apports d'eau. Les doses et les fréquences des irrigations dépendent de plusieurs facteurs comme la densité, l'âge des arbres, la nature du sol et les conditions climatiques. Il faut souligner aussi la nécessité de continuer à apporter des irrigations même après la récolte afin d'assurer une bonne induction florale. A noter également que les fruits ont tendance à éclater par temps humides.

5 Botanique et diversité génétique

L'abricotier appartient à la famille des Rosaceae, à la sous-famille des Prunoideae, au genre *Prunus* L., au sous-genre *Prunophora* (Neck) Focke et à la section *Armeniaca* (Lam.) Koch (Rehder, 1949). C'est une espèce diploïde comportant huit paires de chromosomes ($2n = 16$) (Hormaza, 2002) et un génome de petite taille (294 Mbp/n) (Arumuganathan et Earle, 1991), fortement synténique avec le génome du pêcher aujourd'hui séquencé (Cipriani et al., 1999 ; Direlewanger et al., 2002 ; Dondini et al., 2007); elle est toutefois beaucoup plus hétérozygote. Dix espèces d'abricotier ont été répertoriées, toutes diploïdes à $2n=16$ chromosomes (Mehlenbacher et al. 1990). Les quatre principales sont : *Prunus armeniaca*, *Prunus mandshurica*, *Prunus sibirica* et *Prunus mume*.

Sur la base de critères morphologiques et de descriptions pomologiques, la plupart des variétés cultivées sont classées dans l'espèce *Prunus armeniaca*. D'après leur adaptation écologique, Kostina (1969) a divisé les différentes variétés en quatre sous-groupes géographiques : le Centre asiatique, l'Irano-Caucasien, l'Européen et le Dzungar-Zailij auxquels ont été ajoutés les groupes chinois du Nord et de l'Est par Layne et al. (1996). Par-delà la diversité phénotypique, la diversité génétique de l'espèce a été étudiée à l'aide de marqueurs biochimiques et moléculaires. Parmi les marqueurs, les microsatellites ou SSR (SSR= simple séquence repeats) sont souvent utilisés. Ils offrent l'avantage d'être robustes, stables, polymorphes et ont été mobilisés à des fins de caractérisation variétale, d'analyse de la diversité et de sélection (Gatti et al., 2009 ; Krichen et al., 2010 ; Bourguiba et al., 2012b ; Salazar et al., 2013).

En 2002, Hagen et al. ont évalué les relations génétiques entre *Prunus armeniaca* et les espèces proches. Elle a pu montrer les liens existants entre espèces et surtout préciser qu'au sein de l'espèce *Prunus armeniaca* les variétés dérivent les unes des autres et que des groupes

structurés étaient constitués en relation avec les origines géographiques des accessions. Les études de diversité génétique conduites au cours des dernières années (Layne et al., 1996 ; Hagen et al., 2002 ; Zhebentyayeva et al., 2003 ; Bourguiba et al., 2012b) ont montré que le groupe d'Asie Centrale est le plus diversifié. Quatre phylogroupes ont été mis en évidence en utilisant une palette représentative des variétés eurasiennes. A l'intérieur de ces groupes, les variétés originaires des mêmes régions possèdent des propriétés agronomiques spécifiques et homogènes. Cependant, la diversité génétique est plus grande dans les variétés orientales.

Au sein du Bassin Méditerranéen, Bourguiba et al. (2012b) à la suite de Hagen et al. (2002) ont analysé la diversité génétique de l'abricotier. Trois ensembles phytogéographiques ont été défini en dehors de la zone de diversification irano-caucasienne, correspondant à un phylum Central Européen, un phylum Sud Méditerranéen et un phylum transversal caractérisé par une adaptabilité large mais des qualités organoleptiques limitées. Les relations génétiques entre les ensembles d'abricots définis ont été évaluées et les onze groupes géographiques ont été classés en trois régions (A, B et C, Figure 3). La région A, comprenant les groupes de l'Iran et de la Turquie (région Iran-Caucase), est clairement distincte des autres groupes. La région B comprend les groupes d'Europe continentale, du sud de la France et du sud de l'Italie. La troisième région (région C) comprend les cinq groupes d'abricots de l'Afrique du Nord ainsi que le groupe de Murcie. Le nombre moyen des accessions par groupe était de 18,81, allant de 11 pour le groupe de Murcie à 32 pour le groupe de la Turquie. En lien avec le processus de domestication, une perte de diversité génétique importante a ainsi été mise en évidence, au sein des populations de variétés locales, d'Ouest en Est du Bassin Méditerranéen (45% de la diversité allélique), alors qu'une divergence beaucoup plus limitée de l'ordre de 5% oppose l'Europe (Région B) et le Maghreb élargi au sud de l'Espagne (Région C). Les résultats précédents sont cohérents avec ceux obtenus par Pedryc et al. (2009), qui précise notamment que le niveau d'hétérozygotie diminue de la Chine à l'Europe centrale.

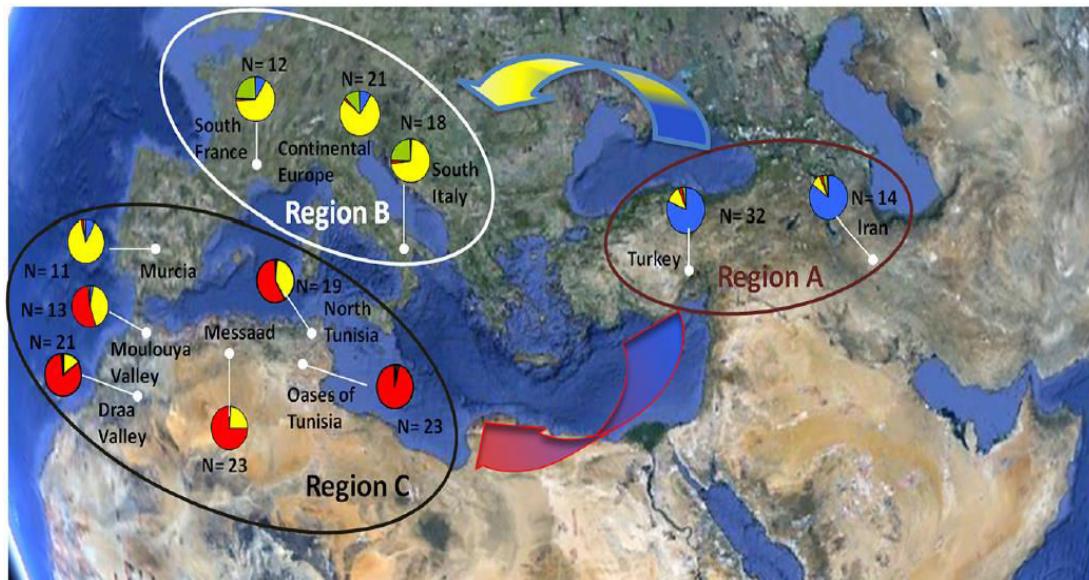


Figure 3: Origine des accessions d'abricots classées en 3 régions et 11 groupes différents définis en fonction de leur proximité spatiale et génétique. Région A = Iran et Turquie; Région B = Europe continentale, sud de la France et sud de l'Italie; Région C = sud de l'Espagne (Murcia), Vallée de Moulouya et Vallée de Draa (Maroc), Messaad (Algérie), nord et Oasis de Tunisie. Les couleurs correspondent aux groupes génétiques définis par l'analyse de structure avec le cluster 1 en bleu, le cluster 2 en vert, le cluster 3 en jaune et le cluster 4 en rouge. (Bourguiba et al., 2012b)

6 Développement et maturation

La floraison des abricots commence après la phase de dormance hivernale, lorsque les besoins en froid ont été atteints puis qu'une dose suffisante de chaleur active les tissus. Ces besoins en froid ou en chaleur dépendent de la variété (Legave et al., 1983). Après la floraison, l'accroissement de la taille des abricots suit une courbe d'évolution en « double sigmoïde » où on distingue 3 phases (Figure 4). La première phase (I) correspond à la multiplication et au grossissement des cellules du parenchyme. Cette période de divisions cellulaires déterminera le nombre de cellules et donc le calibre du fruit. Au cours de cette phase qui dure 1 à 2 semaines, les parois pectocellulosiques se constituent (Guesne, 1997) et la graine ainsi que l'endocarpe vont atteindre leur taille définitive (Bollard, 1970). La deuxième phase (II) est caractérisée par un ralentissement de la croissance de l'ovaire et la lignification de l'endocarpe. La troisième phase (III) se caractérise par l'augmentation de la taille et du poids du fruit ; les cellules parenchymateuses du mésocarpe reprennent leur croissance et les cellules se chargent en assimilats (provenant des feuilles) et en eau. La maturation des abricots débute au cours de cette troisième phase de développement et se termine alors que la sénescence est déjà engagée. Elle vise à rendre le fruit comestible et attractif, favorisant la dispersion des graines (Grimplet, 2004). Cette dernière étape dure de 8 jours à 3 semaines.

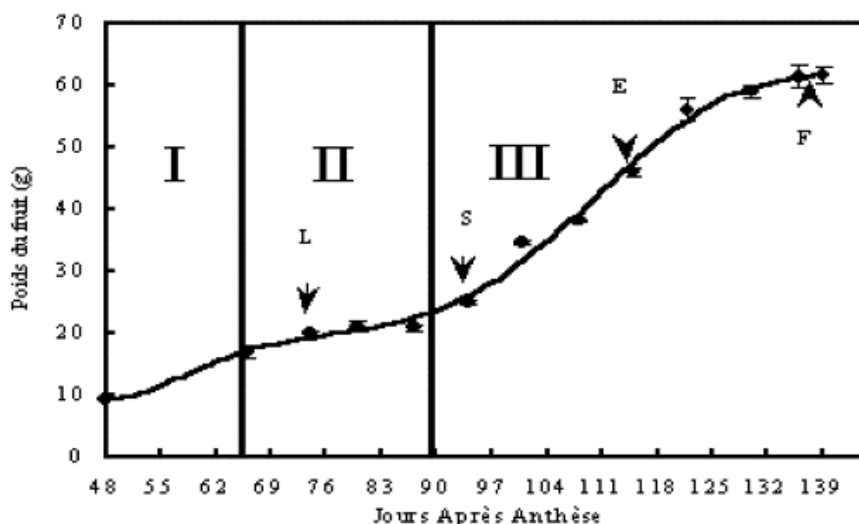


Figure 4: Courbe de croissance de l'abricot (d'après Mbéguié-A-Mbéguié et al., 2000) L : début de lignification du noyau ; S : début d'accumulation du saccharose ; E : début d'émission autocatalytique d'éthylène et de la maturation du fruit ; F : fruit physiologiquement mûr

Les fruits peuvent être divisés en deux groupes selon leur mécanisme de maturation. Les fruits climactériques (abricot, tomate, pomme, banane,) sont caractérisés par une synthèse d'éthylène autocatalytique (considéré comme l'hormone de la maturation) et une accélération transitoire de leur activité respiratoire au cours de la maturation, contrairement aux fruits non climactériques (fraise, raisin, agrumes, ...) (Yang et Hoffman, 1984). Pour l'abricotier, comme pour les autres espèces climactériques, la vitesse de développement du fruit sur l'arbre est corrélée avec la production d'éthylène. Selon Jay et Lichou (2012), trois états physiologiques caractérisent la maturation des fruits :

- Le fruit immature : la production d'éthylène est nulle à et après la récolte, le fruit n'a pas acquis l'aptitude à murir et est incapable de poursuivre sa maturation ;
- Le fruit initié : début de la production éthylénique sur l'arbre qui coïncide avec une modification des caractéristiques biochimiques (changement de couleur, de texture, de flaveur, d'arôme, ...) ; le fruit est capable de mûrir après récolte.
- Le fruit mature : la production d'éthylène du fruit est autocatalytique (sur l'arbre ou après récolte), ce qui fait rapidement évoluer l'abricot vers la sénescence.

7 Récolte, Post-récolte et conservation

Le chargement en assimilât se poursuit tant que le fruit reste sur l'arbre. La qualité de

l'abricot va donc être affectée par la date de la récolte pour ses attributs physiques (poids, taille, couleur, texture et jutosité) mais aussi pour sa composition biochimique (sucres, acides organiques, pigments, polyphénols, composés volatiles,) (Gouble et al, 2010). Cela influence l'utilisation du fruit tant pour la consommation en frais (fruit trop ou peu ferme, manque de goût...) que pour la transformation industrielle.

Les caractéristiques physicochimiques (fermeté, acidité, sucres) et les composés volatiles des abricots varient fortement en fonction des conditions de la cueillette et de l'évolution des fruits en poste récolte (Polat et Caliskan, 2008 ; Haciseferogullari et al. 2007 ; Aubert et al. 2010 ; Leccese et al., 2010 ; Stanley et al., 2013). Les conditions de stockage n'influent pas sur les propriétés antioxydantes des fruits (Leccese et al., 2010) dont la capacité d'entreposage (à $4 \pm 0,5$ ° C et 85% d'humidité relative pendant sept et 14 jours) est principalement liée à l'état physiologique du fruit à la récolte et notamment aux paramètres physiques tels que la fermeté de la chair et la couleur des fruits. La maturité à la récolte a une incidence significative sur la fermeté de la chair d'abricots stockés à 0°C (puis affinés à 20°C ou laissés à 20°C après la récolte (Stanley et al., 2013). Une texture farineuse et une formation de gel apparaissent dans les fruits stockés à des températures faibles (0°C). Stanley et al. (2013) ont montré que la solubilisation croissante de la pectine était une caractéristique majeure du ramollissement des fruits dans l'abricot. En effet, chez tous les fruits analysés quel que soit le procédé de conservation on observe la même corrélation entre fermeté et teneur en acide uronique de la pectine hydrosoluble. La fermeté du fruit est un critère décisif dans la détermination de la qualité post-récolte des abricots, elle diminue progressivement au cours du temps, passant de $9,8 \cdot 10^5$ N m⁻² à $5,7 \cdot 10^5$ N m⁻² après 28 jours de stockage pour un fruit mûr (Pretel et al., 1999) et elle va conditionner les possibilités de manipulation du fruit (tri, stockage, mise en vente, transformation).

8 Transformation et valorisation

L'abricot, fruit climatérique, a une durée de conservation très courte en frais due en partie à un taux de respiration élevé et à une maturation et évolution post-récolte rapides. Différentes méthodes de conservation ont été développées, principalement la mise en conserve (oreillons au sirop, confiture, compotes, ...), la congélation, la surgélation et la déshydratation. Les produits en conserve constituent le principal produit transformé dérivé des abricots en Europe de l'Ouest, suivis par la purée alors que l'abricot séché est produit massivement en Turquie (Manolopoulou et Mallidis, 1999).

Parmi les facteurs les plus importants dans l'adaptation des fruits à l'appertisation figurent la forme et le calibre du fruit, puis l'uniformité du stade de maturité, avant que ne soit considérée son adaptation au traitement thermique. La première étape du traitement consiste à trier et préparer les fruits. Ensuite, les abricots sont transférés dans des canaux métalliques sous des couteaux rotatifs cycliques où ils sont coupés longitudinalement le long de la suture. Le traitement thermique est basé sur une pasteurisation (80-90 ° C) qui vise à détruire les microorganismes et à inactiver les enzymes endogènes qui peuvent nuire à la qualité du produit.

La texture est donc un trait décisif de la qualité de l'abricot en conserve. Différentes hypothèses ont été proposées pour expliquer le ramollissement de l'abricot en conserve :

- Le choix variétal et l'état de maturité des fruits (Mallidis et Katsaboxakis, 2002) ;
- L'hydrolyse acide (Calypool, 1974) des acides organiques libérés des vacuoles en raison des dommages causés à la membrane cellulaire lors du chauffage, qui catalyseraient l'hydrolyse des constituants de la paroi cellulaire ;
- La chélation (French et al., 1989), le ramollissement des fruits résulterait de la solubilisation des pectines causée par la chélation du calcium lié à la paroi par des chélateurs naturels (citrate). Selon cette théorie, les fruits avec une forte acidité et un rapport citrique / malique élevé seraient plus sensibles au ramollissement. Souty et al (1976) ont ainsi observé une corrélation positive entre le ramollissement des abricots en conserve et la teneur en citrate des fruits frais. Cela a été confirmé récemment dans l'étude de Ribas-Agustí et al. (2017) qui ont démontré que la perte de fermeté lors de la pasteurisation était corrélée avec le niveau d'acidité (coefficients de corrélation significatifs entre niveau d'acidité et la fermeté du fruit pasteurisé ($R=-0.9$) et la perte de fermeté ($R=0.5$)) ;
- Le ramollissement des fruits peut être causé par des enzymes pectolytiques produites dans le fruit avant la conservation (Barnavon et al., 2000 ; Kurz et al., 2008 ; Stanley et al., 2013).

II Changements biochimiques de l'abricot

1 Développement des pigments et changement de la couleur

Le changement de couleur, dû à la dégradation de la chlorophylle et à la synthèse des pigments, est le premier signe observable de la maturation. C'est un paramètre objectif et

souvent pertinent pour déterminer la maturité de récolte des fruits. Les pigments de l'abricot sont majoritairement des caroténoïdes, assurant le virage de la teinte de la peau et de la chair du vert à l'orange dont l'intensité dépend du cultivar (Guesne, 1997). Les caroténoïdes des abricots ont été largement étudiés (Ruiz et al., 2005 ; Sass-Kiss et al., 2005 ; Dragovic-Uzelac et al., 2007 ; Kurz et al., 2008 ; Campbell et al., 2013). Outre le trans- β -carotène représentant plus de 50 % de la teneur en caroténoïdes totaux, l'abricot contient de petites quantités de α -carotène, γ -carotène, zéaxanthine, β -cryptoxanthine et lutéine (Tableau 1). Dans leur étude comparative des pigments de onze variétés d'abricots, Sass-Kiss et al. (2005) ont rapporté que la teneur en caroténoïdes totaux varie entre 21,5 et 56,7 mg.kg⁻¹ avec le β -carotène variant entre 15,0 et 38,0 mg.kg⁻¹, représentant 55 à 73 % des caroténoïdes totaux selon la variété.

Ruiz et al. (2005) ont mesuré des teneurs totales en caroténoïdes de 15 à 165 mg.kg⁻¹ pour de nouvelles variétés, variant de 14 mg.kg⁻¹ dans la chair d'une variété à chair blanche à 385 mg.kg⁻¹ dans la peau d'un abricot à chair orange. Cependant, Ruiz et al. (2005) ont observé une large gamme de variabilité entre la teneur en composés caroténoïdes et la couleur de la chair : la β -carotène variant de 48 % à 88 % entre une variété à chair blanche et une à la chair orange, la β -cryptoxanthine variant de 5 % dans un abricot à la chair orange à 28 % dans un fruit à chair jaune et le γ -carotène de 5 % dans une variété à chair orange à 26 % dans une à chair blanche. Outre la variété, les différences observées au niveau de la teneur en β -carotène dans les études sur l'abricot dépendent du stade de maturation et également des méthodes d'extraction et d'analyse. Avec ces fortes teneurs en β -carotène, l'abricot fait partie des fruits riches en provitamine A, au même rang que la mangue, la papaye ou le melon ; 250 g d'abricots fourniraient 100 % de l'apport quotidien recommandé (Bolin et al., 1974).

Tableau 1. Gamme de concentrations des principaux caroténoïdes de l'abricot (mg.kg⁻¹ PF) au stade de maturité commercial

Auteurs	β -carotène	β -cryptoxanthine	γ -carotène	Zeaxanthine	Lutéine
Ruiz et al. (2005) (Pour la chair du fruit)	9,2 – 305 (48% - 88%)	2,1 – 48,4	1,8 – 46,1	-	-
Dragovic-Uzelac et al. (2007)	5,8 – 13,7 (70–85%)	-	0,9 – 3,4	0,2 – 0,4	1,2 – 1,9
Campbell et Padilla-Zakour (2013)	8,7 – 170	0,7 – 1,7	-	0,7 – 2,7	0,09 – 0,16
Campbell et al. (2013)	6,9 – 16,7	0,08 – 0,1	-	0,7 – 1,1	0,06– 0,1
Kurz et al. (2008)	1,44 – 39,07	-	-	0,11 – 0,46	0,06 – 0,36

Les changements des pigments et leur transformation au cours du développement des fruits ont reçu peu d'attention (Katayama et al., 1971 ; Marty et al., 2005 ; Petrisor et al., 2010). Au cours de la maturation, la teneur des chlorophylles (a et b) dans les tissus de fruits diminue rapidement en parallèle avec l'augmentation de la quantité des caroténoïdes (Merzlyak et al., 1999). Les chloroplastes, présents dans les fruits verts, sont convertis en chromoplastes et la synthèse des caroténoïdes marque la maturation (Hörtensteiner, 2006). L'évolution de la couleur peut être caractérisée par le suivi de la valeur a^* (chroma du vert au rouge) dans une mesure colorimétrique $L^*a^*b^*$ (CIE, 1976), sachant que L^* , a^* et b^* correspondent respectivement à la clarté et aux axes vert-rouge et jaune-bleu (Figure 5). La valeur a^* de la couleur de fond augmente rapidement avec les variétés orange foncé comme Goldrich et Canino, passant d'une valeur négative pour les fruits immatures à des valeurs entre 25 et 30 pour des fruits mûrs. Pour certaines variétés comme Moniqui ayant une couleur s'approchant du blanc-crème, la valeur a^* de la couleur de fond reste basse (inférieure à 5 pour Moniqui) de par la non accumulation de β -carotène. Ce changement de la couleur de fond est un très bon indicateur de l'initiation de la maturation. Cependant dans des variétés très colorées (surimpression rouge violacé), la couleur de fond peut ne pas être détectée, ce qui rend difficile la détection de la véraison (Gouble et al., 2010). Cependant, les variétés à épiderme rouge contiennent d'autres pigments, les anthocyanes, qui peuvent pratiquement recouvrir toute l'épiderme (Grimplet, 2004) et être présentes dans la chair du fruit.

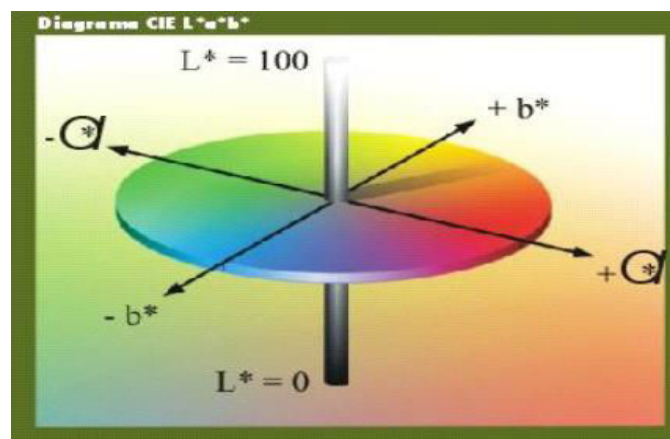


Figure 5: Diagramme CIE $L^*a^*b^*$

2 Dégradation des acides et biosynthèse des sucres

Les acides organiques sont principalement stockés dans les vacuoles en raison de la fonction catalytique dans le cycle de l'acide tricarboxylique (López-Bucio et al., 2000). Dans les

premiers stades du développement, les fruits accumulent des acides organiques et ont donc un goût acide (Shiratake et Martinoia, 2007). L'intensité et la durée de perception des deux acides organiques prépondérants chez l'abricot, l'acide malique et l'acide citrique (Figure 6), diffèrent. L'acide malique est un diacide dont la durée de perception est plus longue mais moins intense. Celle de l'acide citrique, triacide, est plus courte mais beaucoup plus intense, laissant une impression générale de forte acidité (Gardner, 1966). Selon la proportion des anions malate et citrate, un fruit paraîtra plus acide qu'un autre pour un niveau d'acidité identique (Pangborn, 1963).

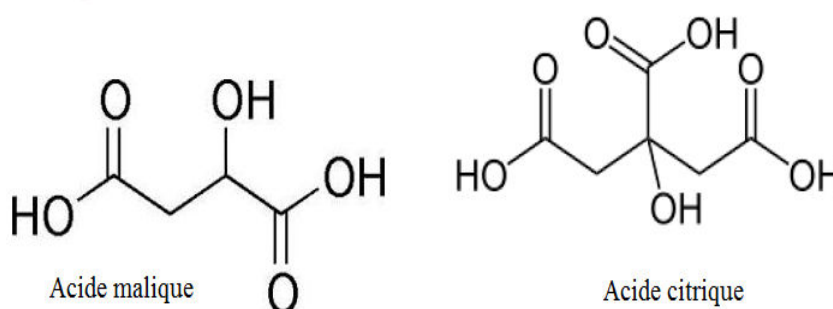


Figure 6: Structure des deux principaux acides organiques des abricots

Les concentrations des acides organiques sont extrêmement variables ; généralement, leurs teneurs sont de l'ordre de 14 à 20 g.kg⁻¹ de fruit frais (Aubert and Chanforan, 2007 ; Berardinelli et al., 2010 ; Schmitzer et al., 2011). Cette variabilité est connue surtout pour l'acide citrique, et une grande hétérogénéité a été notée dans des études précédentes (Dolenc-Sturm et al., 1999 ; Akin et al., 2008 ; Drogoudi et al., 2008). Les teneurs des deux acides organiques majeurs dépendent surtout du génotype et du stade de maturation du fruit. Des études antérieures (Bureau et al., 2009 ; Schmitzer et al., 2011 ; Melgarejo et al., 2013 ; Bae et al., 2014 ; Fan et al., 2017) ont rapporté que l'acide citrique est dominant dans certains cultivars d'abricots, alors que l'acide malique est dominant dans d'autres cultivars (Tableau 2). Une dizaine d'acides organiques minoritaires peuvent être détectés selon les variétés, notamment l'acide quinique, l'acide succinique, l'acide fumarique, l'acide shikimique et l'acide ascorbique (vitamine C, variant de 0,05 à 0,15 g.kg⁻¹).

Pour les abricots à maturité commerciale, les valeurs d'acidité varient en fonction de la variété de 0,8 à 10 g.kg⁻¹ d'acide citrique (Akin et al., 2008) et de 9 à 22,8 g.kg⁻¹ d'acide malique (Ruiz et al., 2005). Campbell et al. (2013) ont rapporté que l'acidité des abricots diminue (de 3,54 à 0,91 g.100g⁻¹ d'acide malique) et les solides solubles totaux augmentent (de 11,6 à 14,7 °Brix) du stade commercial au stade consommation (maturité complète). Ces tendances sont semblables à celles rapportées dans une étude antérieure (Bureau et al., 2006).

Tableau 2. Gamme de concentrations des principaux acides organiques et sucres dans l'abricot (g.kg⁻¹)

Auteurs	Nombre de cultivars	Stade de maturité	Acide citrique	Acide malique	Saccharose	Glucose	Fructose	Sorbitol
Fan et al. (2017)	7	Commerciale	0,48-11,35	2,10 – 12,77	29,2 – 79,4	8,2 - 26,6	4,4 – 16,6	1,0 - 12,6
Melgarejo et al. (2013)	4	Commerciale	0,90-21,3	6,7-13,5	39,1- 61,6	6,50 – 12,4	11- 28,2	-
Schmitzer et al. (2011)	13	Physiologique	0,10-4,25	3,77-19,48	31,53 - 85,63	14,93 – 54,65	10,61-44,29	0,58-24,10

La maturation du fruit implique une modification physiologique qui s'opère parallèlement à la croissance chez les prunus laquelle s'accompagne jusqu'à la récolte d'une accumulation des acides organiques et des sucres. Le grossissement du fruit est associé à une augmentation de la teneur en eau, ce qui conduit à une dilution des acides organiques et une baisse de la perception acide (Durmaz et al. 2010).

Les glucides représentent en moyenne de 90 g.kg⁻¹ du fruit de l'abricot et ce sont essentiellement du saccharose, du glucose, du fructose et du sorbitol (Drogoudi et al., 2008) (Figure 7). Schmitzer et al (2011) ont quantifié ces quatre sucres individuels dans 13 cultivars (Tableau 2). Le saccharose est le sucre le plus abondant (moyenne de 50 g.kg⁻¹), suivi du glucose (moyenne de 28,75 g.kg⁻¹), du fructose (moyenne 18 g.kg⁻¹) et du sorbitol (moyenne de 5 g.kg⁻¹), en accord avec les résultats précédents (Dolenc-Sturm et al., 1999 ; Drogoudi et al., 2008 ; Melgarejo et al., 2013 ; Fan et al., 2017). Cependant, Dolenc-Sturm et al. (1999) ont également identifié un cinquième sucre dans les abricots, à savoir la xylose, en très petite quantité. Le caractère sucré dépend de la concentration totale en sucres. Le pouvoir sucrant des différents sucres varie aussi selon la nature chimique du sucre. Le fructose est ainsi perçu plus sucré que le saccharose, lui-même plus sucré que le glucose (Pangborn, 1963). Les sucres sont des paramètres de base pour évaluer les attributs de la qualité des fruits. En plus du facteur stade de maturation, les facteurs génétiques et environnementaux peuvent affecter la composition qualitative et quantitative des fractions de sucre en modifiant l'activité des enzymes impliquées dans les processus de synthèse et de dégradation (Linge et Dunlap, 1987).

Au cours de la période de maturation, le fructose, le glucose et le saccharose se seraient

accumulés (Glew et al., 2005). Cependant, pour certains types de fruits, en raison d'événements cataboliques, la quantité de fructose ou de glucose a diminué, juste avant la maturité (Ackerman et al., 1992). De même, Durmaz et al. (2010) ont constaté ce phénomène chez deux cultivars d'abricots, il y avait une diminution significative des taux de glucose au dernier stade du développement du fruit ($P < 0,05$). Aux stades initiaux du développement des abricots, le glucose était prédominant pour tous les cultivars d'abricots analysés, tandis que le sucre prédominant pendant la maturation était le saccharose (Durmaz et al., 2010).

Le goût sucré est un paramètre de qualité important pour les fruits. Il est généralement associé à la teneur en saccharose, en glucose et en fructose, qui sont souvent utilisés comme indice de maturation (Gomez et al., 2002). De plus, le taux de sucre / acide est également un indicateur important du goût d'un fruit (Kafkas et al., 2006).

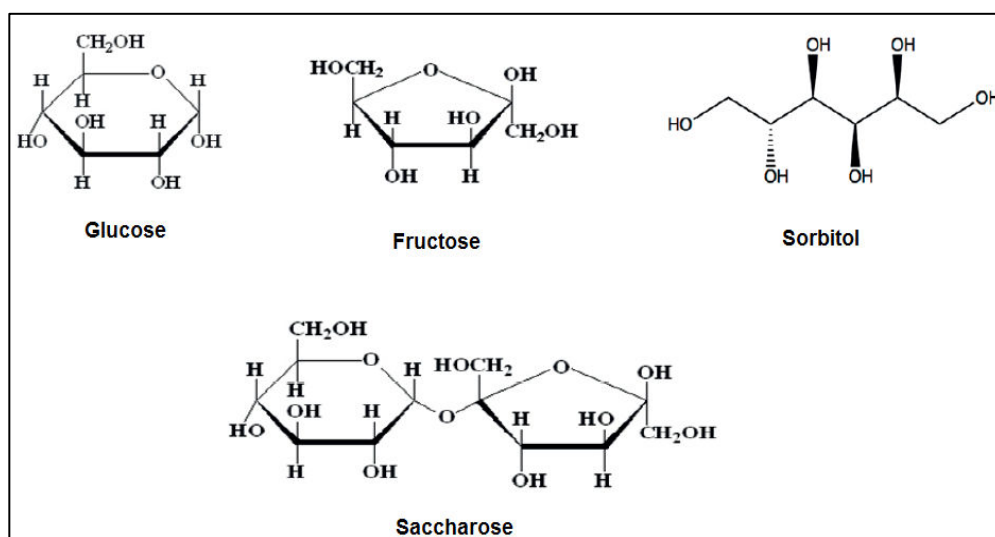


Figure 7: Structure des principaux sucres constituant les abricots

3 Evolution des composés phénoliques

Les composés phénoliques sont des métabolites secondaires caractérisés par au moins un cycle aromatique avec un ou plusieurs groupes hydroxyle attachés. Les phénols végétaux sont synthétisés à partir des glucides via les voies de shikimate et du phénylpropanoïde et sont généralement produits comme mécanismes de défense contre les agents et les organismes pathogènes, comme la protection contre les rayonnements ultraviolets et comme les attractifs pour les pollinisateurs. Les composés phénoliques complexes sont également des composants structurels importants des plantes (Ogah et al., 2014).

Quatre groupes majeurs de polyphénols ont été identifiés dans le fruit d'abricot (Ogah et al., 2014), à savoir : les acides phénoliques, les flavonols, les flavan-3-ols et les anthocyanes. Ces

groupes coïncident avec ceux trouvés précédemment dans d'autres cultivars d'abricots (Campbell et al., 2013, Ruiz et al., 2005) et dans d'autres fruits (pêche et nectarine) (Tomas-Barberan et al., 2001, Tavarini et al., 2011). Récemment, Le Bourvellec et al. (2018) ont pu identifier 9 composés appartenant aux quatre groupes phénoliques majeurs. Les composés phénoliques comprenaient des flavan-3-ols ((+)-catéchine et (-)-épicatéchine (monomère) et les procyanidines (polymères)), deux acides hydroxycinnamiques (acides 3-*O*-caféoylquinique et 5-*O*-caféoylquinique), deux flavonols (quercétine-3-*O*-rutinoside et quercétine-3-*O*-glucoside) et deux anthocyanes (cyanidine-3-*O*-rutinoside et cyanidin-3-*O*-glucoside).

Les procyanidines représentent la classe importante avec des teneurs de 130 à 1700 mg kg⁻¹ (Tableau 3) pour les variétés Orangered et Hargrand respectivement (Le Bourvellec et al., 2018). Les acides hydroxycinnamiques, et spécialement l'acide 3-*O*-caféoylquinique, ont été rapporté également prédominant dans le fruit d'abricot comme mis en évidence par Campbell et al. (2013) avec des teneurs comprises entre (24 - 131 mg kg⁻¹). Dans une étude sur plusieurs cultivars d'abricots cueillis en Croatie, les flavan-3-ols, en particulier l'épicatéchine (20 - 50 mg kg⁻¹), sont apparus comme prédominants (Tableau 3), suivi des flavonols (Dragovic-Uzelac et al., 2007). Les mêmes cultivars contiennent également divers acides phénoliques tels que l'acide 3-*O*-caféoylquinique et 5-*O*-caféoylquinique.

Les anthocyanes sont rarement étudiés dans l'abricot, car la couleur orange du fruit est conférée par les caroténoïdes. Le principal composé détecté est la cyanidine-3-*O*-glucoside et le composé mineur est la cyanidine-3-*O*-rutinoside (Wu et Prior, 2005). Bureau et al. (2009) ont identifié une troisième anthocyanine dans le fruit d'abricot, la péonidine-3-*O*-rutinoside. La cyanidine-3-*O*-rutinoside représente 75% des anthocyanines totales détectées et la cyanidine-3-*O*-glucoside et la péonidine-3-*O*-rutinoside environ 12% chacune dans ces abricots rouges. Les deux principaux composés (cyanidine-3-*O*-glucoside et cyanidine-3-*O*-rutinoside) ont été également quantifiés dans des abricots japonais (*Prunus mume*) (Mazza & Miniati, 1993). Récemment, Campbell et al. (2013) et Le Bourvellec et al. (2018) ont quantifié également des anthocyanes avec les mêmes teneurs que celles détectés par Bureau et al. (2009) pour la cyanidine-3-*O*-glucoside et la cyanidine-3-*O*-rutinoside dans les abricots rouges. Notons toutefois qu'aucun de ces auteurs n'a utilisé une méthode de thiolyse, seule capable de donner un dosage complet des polyphénols.

Les teneurs en composés phénoliques dépendent de plusieurs facteurs dont le génotype et le stade de maturité du fruit. Cependant, peu d'études ont décrit les changements des polyphénols dans les abricots au cours du développement du fruit. Dragovic-Uzelac et al. (2007)

ont rapporté que la quantité de polyphénols par fruit pendant la maturation des fruits (Immature, semi-mature, et commerciale mature) était assez similaire, tandis que les concentrations diminuaient considérablement. Bureau et al. (2009) ont rapporté également que les concentrations des anthocyanes dans les abricots augmentent au fur à mesure de la maturation avant d'atteindre un maximum et diminuaient vers la fin de la phase de la maturation. Un tel phénomène a aussi été rapporté pour la plupart des espèces, les concentrations en anthocyanes des fruits augmentent avec la maturation des fruits. Ceci est cohérent avec les résultats rapportés pour les cerises douces (Mozetic et al., 2004 ; Serrano et al., 2005), le péricarpe de litchi (Rivera-Lopez et al., 1999) et la peau de la pomme de Jonagold (Awad et de Jager, 2002). Pendant le développement et la maturation des pommes (Renard et al., 2007), la synthèse des polyphénols est active lors des phases initiales de croissance du fruit, ce qui est suivi par une simple dilution au cours de la phase d'expansion cellulaire. En effet, les quantités par fruit sont constantes et les concentrations des flavonoïdes (flavan-3-ols, dihydrochalcones et flavonols) dans la chair du fruit diminuent fortement entre 35 jours après la floraison et la maturité.

Tableau 3. Gamme de concentrations des principales classes phénoliques de l'abricot (mg kg⁻¹)

Auteurs	Acides hydroxycinnamiques			Flavan-3-ols			Flavonols		Anthocyanes		
	3CQA	5CQA	Acide caféique	Catéchine	Epicatechine	Procyanidines	Q3R	Q3G	C3G	C3R	P3R
Le Bourvellec et al. (2018)	27 - 98	43 - 114	ND	24 - 120	27 - 194	133 - 1681	12 - 29	1 - 5	10	198	ND
Campbell et al. (2013)	24 - 131	21 - 88	ND	10 - 103	22 - 48	Non analysé	11 - 80	11 - 14	13 - 29	ND	ND
Bureau et al., 2009	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	NA	10 - 30	80 - 230	20 - 40
Dragovic - Uzelac, Levaj et al., 2007	14 - 26	11 - 17	3 - 14	1 - 40	20 - 50	10 - 20	12 - 41	7 - 15	ND	ND	ND

3CQA : acide 3-*O*-caféoylquinique, 5CQA : acide 5-*O*-caféoylquinique, Q3R : quercetin-3-*O*-rutinoside, Q3G : quercetin-3-*O*-glucoside, C3G : Cyanidin-3-glucoside, C3R : Cyanidin-3-rutinoside, P3R : peonidine-3-*O*-rutinoside

NA : Non analysé

ND : Non détecté

4 Développement des arômes et qualité sensorielle

L'arôme a un impact sur l'appréciation de la qualité des abricots. Les composants volatiles sont un facteur de différenciation des cultivars (Solís-Solís et al., 2007). Ils affectent directement la qualité sensorielle des produits frais et transformés, en particulier leur odeur, arôme et saveur.

La concentration de ces composés volatils est généralement faible, au niveau de $\mu\text{g.L}^{-1}$, et peut être affectée par des facteurs agronomiques (variété, conditions climatologiques, stade de maturation, etc.) (Visai et al., 1997 ; Vendramini et al., 2000) et technologiques (traitements de récolte et post-récolte, conditions de stockage et de traitement, etc.) (Lin et al., 2002 ; Botondi et al., 2003).

Les composés aromatiques de l'abricot ont été largement étudiés (Bolzoniet al., 1990; Botondi et al., 2003 ; Guillot et al., 2006 ; Greger et Schieberle, 2007; Solis-Solis et al., 2007; Aubert et Chanforan, 2007 ; Defilippi et al., 2009 ; Aubert et al., 2010 ; Gokbulut et Karabulut, 2012). Environ 80 composés volatils appartenant à différentes familles chimiques telles que les hydrocarbures, les alcools, les aldéhydes, les cétones, les esters et les lactones (Guillot et al., 2006 ; Solis-Solis et al., 2007 ; Bianco et al., 2010 ; Gokbulut et Karabulut, 2012 ; Melgarejo et al., 2013). Melgarejo et al (2013) ont rapporté que les principaux composés responsables de l'arôme typique d'abricot sont l'acétate de butyle, le linalool (descripteurs sensoriels : floral, agrumes), la γ -décylactone (pêche), la trans- β -ionone (amande, pêche, orange), la 6-méthyl-5-hepten-2-one (huileux, herbacé, vert), la néryl-acétone et le phénylacétaldéhyde (pomme, abricot, pêche). Cependant, certains composés volatils à faible concentration peuvent également avoir un fort impact sur l'arôme d'abricot (Takeoka et al., 1999).

L'analyse sensorielle des abricots a montré que les lactones semblent être responsables de l'arôme de fond de l'abricot (Chassagne, 1993). En effet, il a été rapporté que la γ -décylactone est un composé aromatique clé de l'abricot. Il est suggéré que cette lactone soit responsable des propriétés sensorielles douces et fruitées de l'abricot frais et de la saveur typique de la pêche et de la confiture d'abricot (Takeoka et al., 1990 ; Guillot et al., 2006 ; Greger et Schieberle, 2007). Les alcools terpéniques, responsables de l'arôme fruité sont essentiellement le linalool et ses oxydes ainsi que l' α -terpinéol. La technique d'olfactométrie a permis de confirmer que la présence de benzaldéhyde, de linalool, du 4-terpinéol et de l' α -terpinéol pouvait expliquer les odeurs fruitées et florales, et les lactones expliquent surtout les notes de fond dans la variété Rouge du Roussillon (Chairote et al., 1981). Dans une étude antérieure (Majoros, Csoka, Amtmann et Korany, 2008), la néryl-acétone a été signalée aussi comme composant aromatique important des abricots frais et séchés (Majoros et al., 2008).

L'effet de la maturation sur l'évolution des arômes de l'abricot est très important. Auber et Chanforan (2007) a démontré que les concentrations des composés volatiles varient considérablement avec la maturation après la récolte du fruit.

III Changements texturaux de l'abricot

1 Notion de texture

La texture est une propriété physique complexe à définir car elle fait intervenir de nombreuses composantes et dépend du produit. Bourne (2002) a défini la texture comme une notion qui regroupe les caractéristiques physiques résultant de la structure des aliments, perçues principalement par le sens du toucher lors de la déformation, de la désintégration ou de l'écoulement de l'aliment sous l'action d'une force. Ces propriétés physiques comprennent 5 caractéristiques primaires (AFNOR 2002) :

- La dureté : liée à la force nécessaire pour déformer un produit,
- La cohésion : niveau de déformation maximal du produit avant sa rupture sous la contrainte,
- La viscosité : résistance d'un produit à l'écoulement,
- L'élasticité : propriété mécanique en relation avec la rapidité de récupération d'un produit après application d'une force déformante, et avec la façon dont le matériau déformé retrouve sa condition initiale après que la force déformante ait cessé,
- L'adhérence : force nécessaire pour ôter un produit qui adhère à la cavité buccale ou un autre substrat.

La fermeté et la texture sont des attributs de qualité importants pour l'abricot ; ils influencent l'acceptabilité des consommateurs, la manipulation en post-récolte, le stockage, la durée de vie, la sensibilité microbienne et l'aptitude à la transformation en différents produits. Communément, les abricots sont récoltés fermes pour limiter les dommages lors de la manutention et l'expédition. Cependant, à ce stade, les attributs tels que la couleur, le goût, l'arôme et la valeur nutritionnelle du fruit ne sont pas suffisamment développés (Bruhn et al, 1991 ; Botondi et al., 2000).

En effet, l'évaluation de la texture implique l'analyse de plusieurs descripteurs associés, tels que la fermeté, la jutosité, le croquant, le fondant ou la cohésion perçus par les consommateurs, le plus souvent évalués par un panel d'experts formés car l'évaluation instrumentale de ces différents paramètres reste difficile. Donc le contrôle de la texture de l'abricot, comme pour les autres fruits, reste un défi majeur tout au long du développement et de la maturation du fruit mais également en post-récolte ou lors d'une transformation industrielle.

2 Approche multi échelle de la texture

2.1 Structure physique du fruit

Comme pour tout fruit charnu, la texture des abricots résulte de la combinaison de facteurs complexes à différentes échelles. Elle implique la forme du fruit, la structure et l'organisation des tissus, la rigidité et l'élasticité des parois cellulaires, la pression osmotique des cellules, l'adhésion cellulaire et la répartition des cellules dans les tissus (Harker et al., 1997 ; Waldron et al., 2003 ; Saladie et al., 2007). Les propriétés physiques et les descripteurs de la texture des fruits sont dépendants de la contribution des différents niveaux de structure et de l'interaction de ces niveaux entre eux (Waldron et al., 2003). Hiérarchisés de l'échelle macroscopique à l'échelle microscopique, 5 niveaux sont définis pour un fruit charnu :

- Le fruit, constitué par divers tissus bien organisés dont la structure et l'hétérogénéité participent aux propriétés mécaniques macroscopiques.
- Le tissu, composé par les cellules. Leurs propriétés mécaniques seront dépendantes de l'adhésion entre ces cellules et de la turgescence,
- La cellule, de forme et de dimension variable, dont la morphologie est dépendante de la pression de turgescence et de l'épaisseur des parois,
- La paroi cellulaire constituée de polymères végétaux (polysaccharides, protéines, ...), qui apporte la résistance aux cellules et assure l'assemblage entre elles.
- Les polymères de la paroi cellulaire constituant la base du squelette moléculaire, de composition variable et intervenant dans les interactions physicochimiques.

2.2 Cohésion des tissus et turgescence

L'abricot est caractérisé par une grande hétérogénéité de ses tissus cellulaires (Archibald et Melton, 1987) :

- Le tissu extérieur qui est le plus proche de la peau. Il est composé d'un grand nombre de petites cellules allongées tangentiellement près de la peau, conduisant à une structure dense et compacte. En conséquence, la plus haute valeur de fermeté est le résultat combiné d'une résistance et d'une densité du tissu élevées ;
- Le tissu interne qui a la plus faible valeur de fermeté, il est caractérisé par sa structure radiale avec des faisceaux de cellules qui tendent à se séparer lors de la maturation. Dans cette partie, les faisceaux qui sont de plus en plus séparés, favorisent sa déformation lors de l'apparition d'une contrainte physique ;
- Le tissu médian qui semble tout à fait homogène avec des cellules parenchymateuses typiques. Ces cellules sont organisées par rapport aux faisceaux vasculaires et n'ont pas

d'orientation préférentielle par rapport à la structure du fruit.

Au cours de la maturation, la pression intracellulaire diminue en engendrant le ramollissement du fruit (Brummell et al., 2004). La pression de turgescence est due à la contrainte exercée par les liquides intracellulaires contre les parois. Elle est fonction de la différence entre les potentiels hydriques interne et externe des tissus cellulaires et elle est responsable en partie de la rigidité des tissus végétaux. La turgescence est perdue lorsque les fruits sont privés d'eau ou lorsque leur respiration est limitée ; un flétrissement des tissus est alors observé.

Quand un fruit est soumis à des contraintes mécaniques, si les forces d'adhésion intercellulaire sont supérieures à celles des parois cellulaires, la rupture aura lieu au niveau des parois et le fruit sera considéré comme « juteux ». Dans le cas inverse, où les forces d'adhésion intercellulaire sont inférieures à celles des parois cellulaires, il n'y a pas de rupture des parois, mais une séparation des cellules (Waldron, *al.*, 1997). La pression de turgescence est contrée principalement par la paroi cellulaire qui s'oppose à l'appel d'eau liée à la pression osmotique vacuolaire. Ce mécanisme permet de contrôler le grandissement cellulaire, suivant un dynamisme permanent, perturbé lors de l'initiation de la seconde phase de croissance à cause des changements biochimiques de la paroi.

3 Biochimie de la paroi cellulaire

3.1 Ultrastructure de la paroi cellulaire

La paroi cellulaire végétale est un réseau fibrillaire relativement rigide englobant la cellule végétale. La paroi cellulaire est quant à elle formée d'une matrice complexe de protéines solubles, de pectines, de cellulose et d'hémicelluloses (Pérez and Mazeau, 2005). Elle est composée de 90 % de polysaccharides (pectine, cellulose et hémicellulose) et de 10 % de glycoprotéines.

Elle est constituée par différentes parties (Figure 8). La première partie est appelée la lamelle moyenne et est essentiellement constituée de composés pectiques et a pour rôle d'assurer la cohésion entre les cellules. La séparation entre la membrane plasmique et la lamelle moyenne est formée de composés pectocellulosiques, de protéines solubles et définit la paroi cellulaire primaire (Pérez and Mazeau, 2005). Elle se présente sous la forme d'un réseau lâche de fibres celluloses enchâssées dans une matrice amorphe fortement hydratée, composée de substances pectiques, d'hémicelluloses et de protéines (Carpita and Gibeau, 1993).

Les hémicelluloses, constituées d'une grande variété de polyosides, forment avec les microfibrilles de cellulose cette matrice par l'intermédiaire de liaisons hydrogène. Les xyloglucanes, comme les xylanes, sont les constituants majeurs des hémicelluloses (Pérez and Mazeau, 2005). La pectine a une implication clé dans la résistance mécanique des parois cellulaires et dans l'adhésion entre les cellules (Carpita et McCann, 2000). Ainsi, les modifications de la structure de la pectine induisent inévitablement des changements de texture (Van Buggenhout et al., 2009).

La paroi n'est pas une structure statique mais contient beaucoup d'enzymes capables de modifier la composition des polysaccharides constituant cette matrice (Fry, 1995). C'est une structure dynamique fortement remaniée durant les différents stades du développement du fruit (développement, maturation, sénescence) (Harker et al., 1997 ; Carpita et McCann, 2000 ; Brummell et Harpster, 2001 ; Jarvis et al., 2003 ; Goulao et Oliveira, 2008). Lors de la maturation des fruits climactériques, l'éthylène initie plusieurs programmes génétiques y compris le désassemblage pariétal, impliquant diverses enzymes et protéines clés contrôlant la texture (Brummell et al., 2004).

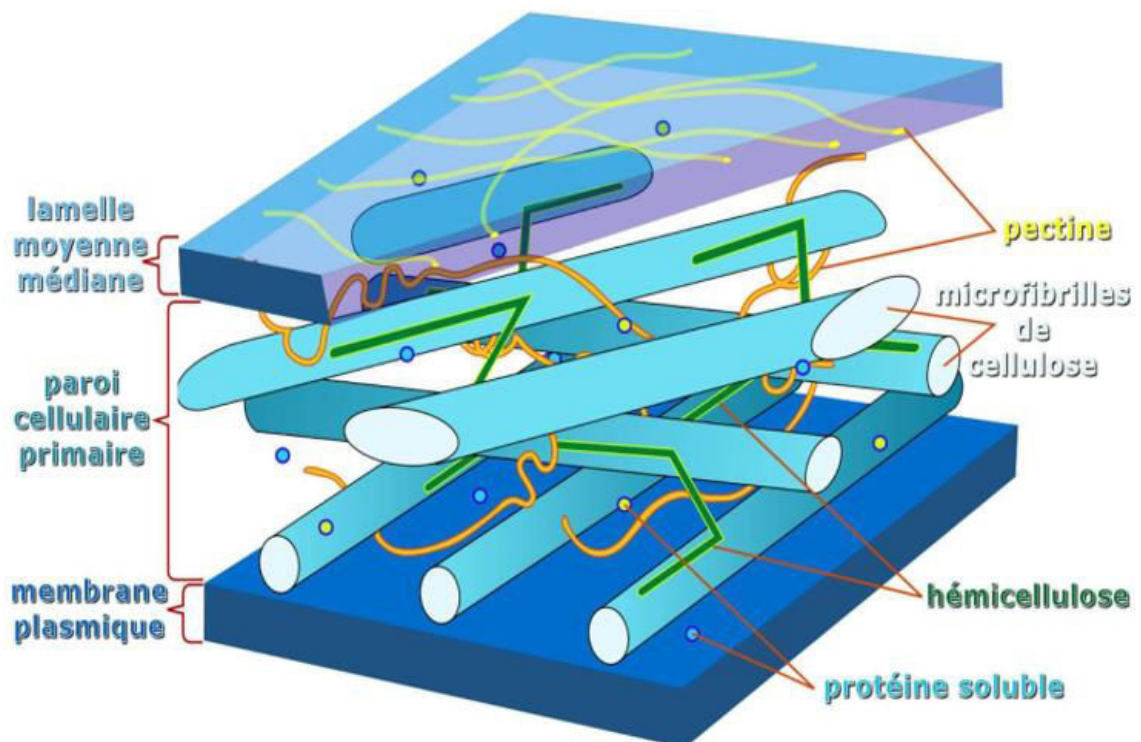


Figure 8: Représentation schématique de la paroi d'une cellule végétale avec localisation des principaux polyosides (Pérez et Mazeau, 2005).

3.2 Composition de la paroi cellulaire

3.2.1 Les polysaccharides pariétaux

La paroi cellulaire est constituée d'un réseau complexe de macromolécules. La trame rigide de la paroi est due aux microfibrilles de cellulose dont le positionnement est maintenu par les hémicelluloses. Un réseau de pectines consolide ce maillage et affecte significativement, par leurs propriétés ioniques, l'activité des enzymes pariétales (Caffall et Mohnen, 2009). Les parois cellulaires des abricots se composent de différentes proportions de cellulose, de xyloglucanes et de polysaccharides pectiques (Souty et Jacquemin, 1976 ; Femenia et al., 1998 ; Kurz et al., 2008 ; Liu et al., 2017).

Les données dans la littérature concernant de la composition de la paroi cellulaire des abricots sont assez récentes (Kurz et al., 2008 ; Ella Missang et al., 2012 ; Sivam et al., 2013 ; Lahaye et al., 2014 ; Ribas-Agustí et al., 2017 ; Liu et al., 2017). Les études ont été focalisées soit sur l'estimation de la composition de la paroi cellulaire soit sur l'évaluation de l'activité enzymatique pariétale. La technique MIA (Matériel Insoluble à l'Alcool) est la méthode la plus utilisée dans l'analyse de la composition de la paroi cellulaire ; elle a permis d'observer une hétérogénéité de polymères dans l'abricot mais sans discriminer significativement les cultivars ni les stades de la maturité. Lahaye et al. (2014) ont rapporté que la quantité en monosaccharides totaux dans la paroi cellulaire des abricots est de l'ordre de 67,7 % avec une composition moyenne qui diffère légèrement des valeurs publiées antérieurement par Kurz et al. (2008) mais dans la gamme rapportée par d'autres auteurs (Femenia et al., 1998 ; Ella Missang et al., 2012) (Tableau 4). Les extraits d'abricots (Tableau 4) sont caractérisés par des quantités élevées d'acide uronique et de glucose cellulosique. Le glucose est le principal sucre neutre de la cellulose des extraits provenant de la chair d'abricot, suivi de l'arabinose.

Ella Missang et al (2012) a mis en évidence des corrélations importantes entre les polysaccharides de la paroi et la texture des abricots : corrélations négatives avec les rendements de la pectine hydrosoluble (WSP)($R=-0.8$) et positives avec la teneur en sucres hémicellulosiques (fucose, xylose, mannose et glucose non cellulosique) ont été (R de 0,80 à 0,97).

Tableau 4. Gamme de concentrations de l'acide uronique et des sucres de la paroi cellulaire du fruit d'abricot

Auteurs	Rhamnose	Fucose	Arabinose	Xylose	Mannose	Galactose	Glucose	Glucose non cellulosique	Acide uronique
Lahaye et al. (2014) (mg.g ⁻¹ MIA)	10 – 13	4,3 – 5,6	67 – 96	35 – 42	20 - 25	41 – 48	179 - 223	-	276 - 299
Ella Missang et al. (2012) (mg g ⁻¹ MIA)	9 – 10	3,4 - 4	60 – 71	29 – 34	15 - 19	34 – 38	197 – 217	-	268 - 338
Kurz et al. (2008) (relative % MIA)	4,2 - 6,6	2 – 2,4	36,7 – 44,5	12 - 16	4,7 - 6	19,7 – 22,7	-	8,7 – 13,3	-
Femenia et al. (1998) (% mol)	1,1 – 1,6	0,3 – 0,8	9,3 – 12,4	1,7 – 2,3	1,4 – 2,2	5,1 – 9,3	-	3,7 – 7,9	68,3 – 73,5

MIA: Matériel Insoluble à l'Alcool

a. Réseau cellulose - hémicellulose

La cellulose est le polymère le plus abondant sur terre (plus de 50% de la biomasse terrestre) (Saxena et Brown, 2005). Elle est considérée comme l'armature rigide de la paroi cellulaire. Elle représente environ 15 à 30 % de la matière sèche des parois primaires (Carpita et McCann, 2000). Elle est composée par des chaînes de β -(1-4)-d-glucane organisées par des liaisons hydrogènes en microfibrilles semi cristallines (Figure 9). Cette organisation confère à la cellulose une résistance aux dégradations physiques, chimiques et enzymatiques (Harris et Bronwen, 2006). Les macromolécules de cellulose associées forment des microfibrilles, qui elles-mêmes associées en couches, forment les parois des fibres végétales. Il s'établit des liaisons hydrogène entre les molécules de glucose des différentes chaînes. La structure ordonnée et l'organisation des microfibrilles ainsi que leur orientation sont à l'origine des propriétés mécaniques de la paroi (Emons et Mulder, 1998). Sivam et al. (2013) ont rapporté une grande quantité (63,9 %) de glucose cellulosique libérée par l'hydrolyse acide dans le matériel de la paroi cellulaire (CWM) des abricots. Les niveaux élevés de glucose dans le matériel insoluble indiquent que la cellulose est dominante. Ce résultat est confirmé dans les études de Ella Missang et al. (2012) et Lahaye et al. (2014).

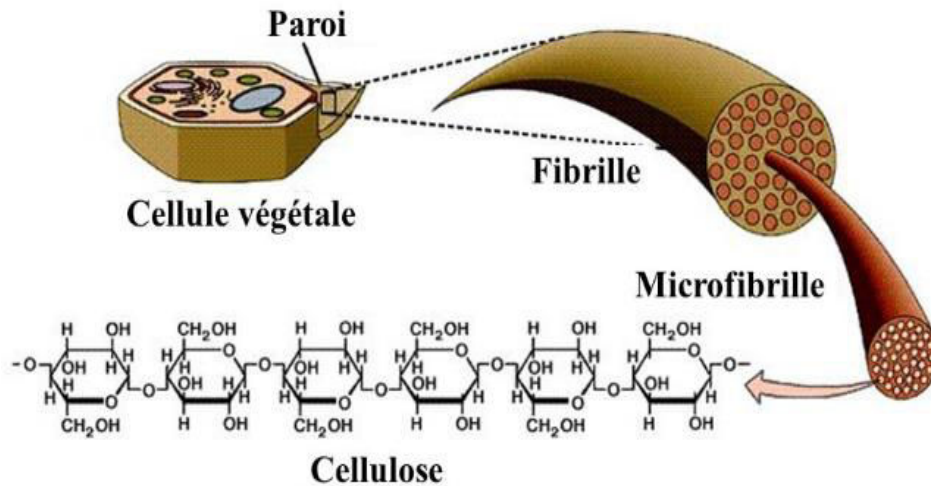


Figure 9: Molécule de cellulose et modélisation de l'assemblage des fibres cellulosiques. (Botany visual resource library, <http://www.mhhe.com/biosci/botany>).

Les hémicelluloses appartiennent à un groupe de polysaccharides hétérogènes regroupant les polysaccharides non cellulosiques et non pectiques et sont généralement caractérisées par leur solubilité en milieu alcalin concentré. Elles peuvent représenter jusqu'à 30 % de la masse sèche des parois primaires des dicotylédones (Carpita et Gibeau, 1993). Les hémicelluloses sont des polysaccharides dont le squelette est composé de résidus β -(1,4)-d-pyranose, avec l'O4 en position équatoriale et de courtes chaînes latérales.

Au sein de la paroi cellulaire, les hémicelluloses sont un groupe hétérogène de polymères ramifiés de bas poids moléculaire qui sont associés à la cellulose et à d'autres polymères par des liaisons non covalentes (liaisons hydrogène) et permettent ainsi aux microfibrilles cellulosiques d'être indirectement mais solidement reliées les unes aux autres (McCann et al., 1990). Le rôle biologique le plus important des hémicelluloses est leur contribution au renforcement de la paroi cellulaire par interaction avec la cellulose, et dans certaines parois, avec la lignine (Ordaz-ortiz et al., 2009). Elles peuvent également établir des liaisons covalentes avec les pectines (Thompson et Fry, 2000).

Les hémicelluloses peuvent être classées en quatre grands groupes :

- Les xyloglucanes (Figure 10) qui ont un squelette de résidus glucose (Glc) sur lequel se greffent des résidus xylose (Xyl), galactose (Gal) et fucose (Fuc) ; ce sont les principales hémicelluloses de nombreuses parois primaires de Dicotylédones.
- Les xylanes qui incluent :

(1) les glucuronoxylanes (GX) qui ont un squelette de résidus xylose sur lequel se greffent des résidus acide glucuronique (GlcA) ou son dérivé *O*-méthylé ; ils sont présents dans les parois

secondaires des dicotylédones.

(2) les arabinoxylanes (AX) qui ont un squelette de résidus xylose sur lequel se greffent des résidus arabinose.

(3) les glucuronoarabinoxylanes (GAX) qui ont un squelette de résidus xylose sur lequel se greffent des résidus arabinose et acide glucuronique ; on trouve les arabinoxylanes et les glucuronoarabinoxylanes dans les parois primaires des monocotylédones commelinidées (MetaCyc Pathway: xylan biosynthesis, 2008).

(4) les *homoxylanes* non substitués

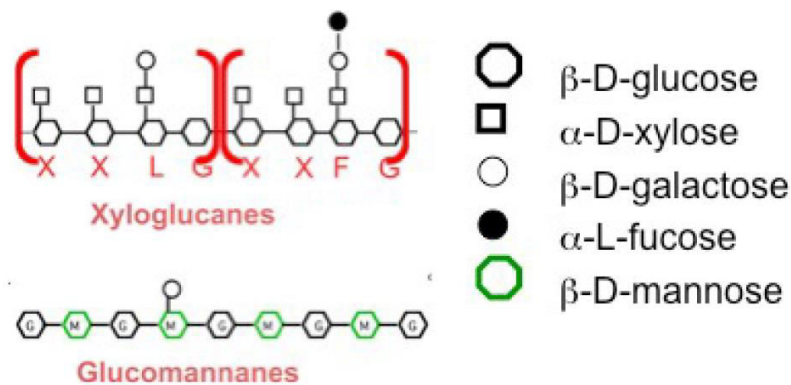


Figure 10: Représentations structurales des xyloglucanes et glucomannanes.

- Les mannanes qui ont un squelette de résidus mannose et les glucomannanes qui ont un squelette de résidus mannose et glucose, qui comprennent aussi :

(1) les galactomannanes qui ont un squelette de mannose sur lequel se greffent des résidus galactose ; on les trouve comme composés majeurs de stockage dans les graines de certaines dicotylédones tels que les légumineuses (guar, caroube, tara...);
(2) les galactoglucomannanes qui ont un squelette de résidus mannose et glucose sur lequel se greffent des résidus galactose ; on les trouve dans les parois secondaires des gymnospermes (Handford et al., 2003).

- Les β-1,3; 1,4-glucanes, aussi appelés glucanes à liaisons mixtes, qui se trouvent souvent dans le son des céréales, les parois cellulaires de la levure de boulanger, et certains champignons et bactéries.

Les xyloglucanes (XyG), les galactoglucomannanes (GgM) et les glucuronoxylanes (GuX) sont réarrangés par la xyloglucane, la mannane ou la xylane-endotransglycosylase / hydrolases (XTH, MTH) lors du développement et de la maturation des fruits (Saladie et al., 2006 ; Schröder, Atkinson et Redgwell, 2009 ; Miedes et al., 2010 ; Johnston et al., 2013).

Bien, qu'il existe des études sur les changements biochimiques de la texture, la composition en hémicelluloses et ses polymères ne sont pas bien développés. Ella Missang et al. (2012) a rapporté que la présence de fucose en plus des quantités relativement élevées de xylose et de mannose indique la présence des composées hémicelluloses tels que les polymères xyloglucanes et mannanes qui sont déjà trouvés dans d'autres espèces de *Prunus*, comme la prune (Nunes et al., 2008 ; Renard et Ginies, 2009) et la pêche (Hegde et Maness, 1996 ; Brummell et al., 2004 ; Yoshioka et al., 2011). Lahaye et al. (2014) a rapporté que la structure fine de l'hémicellulose permet de distinguer entre les variétés d'abricots sur la base des polymères du xyloglucane et les proportions de la structure de galacto-glucomannane.

b. Réseau pectique

Les pectines sont des polysaccharides complexes que l'on retrouve principalement dans la lamelle moyenne et la paroi primaire des plantes supérieures (Alkorta et al., 1998 ; Blanco et al., 1999). Les pectines représentent environ 35 % des polymères de la paroi primaire des dicotylédones, elles sont désignées comme un groupe de substances colloïdales, constituées essentiellement par des résidus d'acide galacturonique (GalA) liés entre eux par des liaisons α -(1-4), partiellement acétylés ou estérifiés par des groupes méthyles (Daas et al., 1999 ; Bonnin et al., 2002a).

La pectine se présente sous forme d'une chaîne principale de trois groupes de polysaccharides (Figure 11) : homogalacturonane (HG), Rhamnogalacturonane-I (RG-I) et Rhamnogalacturonane-II (RG-II) (O'Neill et al., 1990 ; Albersheim et al., 1996, Mohnen, 1999). Ces trois structures peuvent être liés de manière covalente pour former un réseau pectique dans la paroi cellulaire primaire et la lamelle moyenne (Willats et al., 2001) et leur biosynthèse nécessite une cinquantaine d'enzymes de type glycosyltransférases (Ridley et al., 2001).

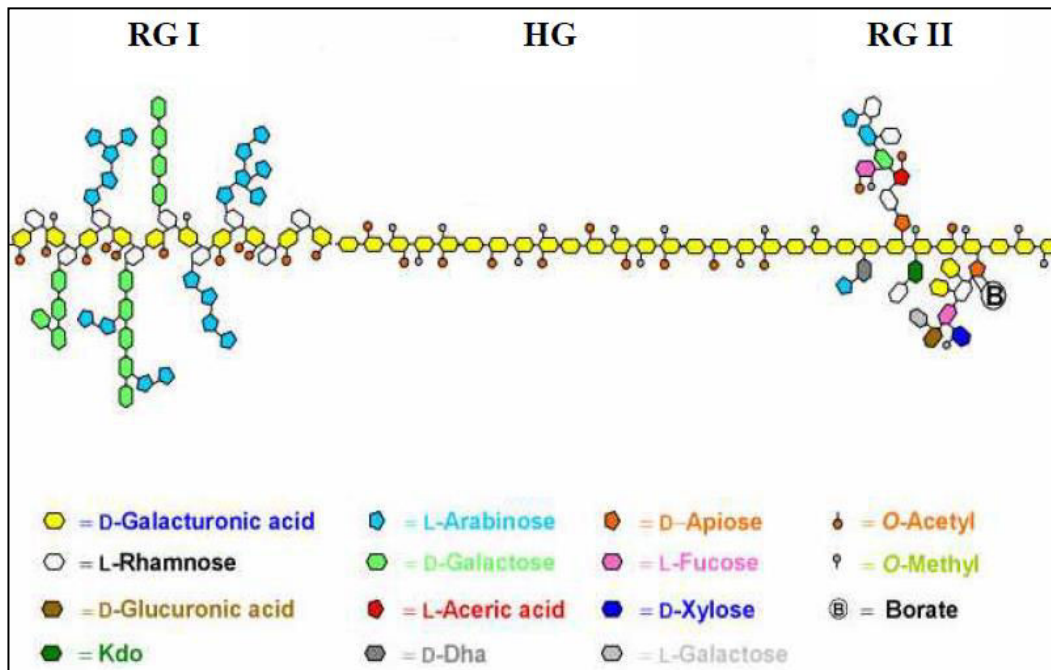


Figure 11: Représentation schématique des trois domaines (HG, RG I et RG II) constitutifs des pectines et de leurs agencements possibles au sein de la paroi. (Source : <http://www.uk.plbio.kvl.dk/plbio/cellwall.htm>).

Les homogalacturonanes (HGs) représentent la structure la plus abondante. Le squelette homogalacturonane (HG) est constitué de 85 à 250 acide α -(1-4)-d-galacturonique (Bonnin et al., 2002) souvent substitués par des groupements d'esters méthyliques sur la fonction acide et plus rarement acétylés sur les hydroxyles libres d'acides uronique (Voragen et al., 1986). Un degré d'estérification par le méthanol (DM) définit le nombre de fonctions acides méthyl-estérifiées pour 100 unités d'acide galacturonique. Plus le DM est faible, plus les HGs ont la capacité à dimériser par l'intermédiaire des ions calcium et forment ainsi un réseau tridimensionnel (« gel ») qui contribue aux propriétés mécaniques et à la rigidité de la paroi (Jarvis et al., 2003). Outre le DM, la répartition des méthyl-esters joue un rôle important dans la capacité des HGs à dimériser (Slavov et al., 2009).

Les substances pectiques jouent un rôle important dans l'adhésion et le maintien des cellules des tissus végétaux en formant un ciment rattachant les cellules les unes aux autres (Iwasaki et al., 1998). Les pectines sont caractérisées par leur capacité à former une matrice très hydratée pouvant s'organiser en gel. Au cours de la maturation, les polysaccharides pectiques subissent de nombreuses modifications, notamment la solubilisation des pectines (Carrington et al., 1993 ; Redgwell et al., 1997 ; Ella Missang et al., 2012) qui serait liée à la dépolymérisation des polysaccharides par l'augmentation des activités enzymatiques.

La modification des polysaccharides pectiques peut être également liée au degré de

méthylestérification. Les pectines sont synthétisées puis transportées vers le périplasma avec un degré de méthylation élevé (Liners et Van Cutsem, 1992 ; Willats, 2001). Au cours de la maturation, la déméthyl-estérification des pectines a lieu *in muro* par la pectine méthylestérase (PME) (Barnavon *et al.*, 2001). La diminution du degré de méthylation semble augmenter les zones de jonctions entre chaînes homogalacturoniques par la formation d'interactions de type « *egg box* » avec les ions calcium (Rees, 1982).

L'action combinée des enzymes pariétales notamment l'endo-polygalacturonase et de la pectine méthyl-estérase (PME) clive les homogalacturonanes particulièrement abondants dans la lamelle centrale. Ces modifications affectent l'adhérence cellulaire calcique et contribuent au ramollissement (Jarvis, Briggs et Knox, 2003 ; Atkinson *et al.*, 2012). Liu *et al.* (2017) ont rapporté que pendant l'entreposage en post-récolte des abricots, la fermeté diminue progressivement en parallèle avec la dépolymérisation et la dégradation progressive des pectines. Pour faire face à la dégradation des parois, Liu *et al.* (2017) ont rapporté qu'un traitement avec 1 % de Ca^{2+} suivi d'un stockage à 5 °C peut prolonger la durée de conservation des abricots, maintenir une texture plus ferme et réduire la dégradation des chaînes principales et latérales des polysaccharides de la paroi cellulaire, cela est en accord avec une étude précédente (Quiles *et al.*, 2007). Liu *et al.* (2017) ont rapporté que le Ca^{2+} appliqué de manière exogène pourrait réduire l'activité enzymatique liée au ramollissement des fruits, ce qui pourrait empêcher la dégradation de la paroi cellulaire dans les étapes finales du stockage.

3.2.2 Les protéines pariétales

En plus des polysaccharides, la paroi cellulaire est constituée de protéines de structure et de protéines enzymatiques qui contribuent à son élaboration, son remodelage et à la résistance contre les chocs et les agents pathogènes.

Dans le cas de l'abricot, la maturation est accompagnée de changements dans l'épaisseur de la paroi cellulaire, d'une augmentation de la solubilité dans l'eau des pectines et d'une diminution de la méthyl-estérification de la pectine et de la teneur en galactose des parois cellulaires. Ces changements sont en partie liés à l'augmentation des activités des protéines enzymatiques, notamment de la polygalacturonase, de la pectine méthyl-estérase et de la β -galactosidase (Kovacs *et al.*, 2008 ; Kurz *et al.*, 2008 ; Stanley *et al.*, 2013 ; Ribas-Agustí *et al.*, 2017).

a. Les protéines structurales

Les protéines structurales n'ont pas d'activité enzymatique connue, elles sont immobilisées dans la paroi via des liaisons covalentes engageant d'autres protéines ou des composés

polysaccharidiques (Carpita et Gibeaut, 1993). Elles sont réparties en trois classes (Cassab, 1998) : les extensines sont des HRGP (Hydroxyproline Rich GlycoProtein) caractérisées par des motifs Ser-(Hyp) $_n$ ($n \geq 3$) séparés par des régions riches en Tyr, Lys, His et Val et elles sont impliquées dans l'intégrité structurale et la croissance ; les H/PRP (Hydroxyproline/Proline Rich Protein) comportent des motifs Pro-Pro-X-Y-Lys, avec X, Y = Val, Tyr, His, Glu et elles participent à l'élongation pariétale ; les GRP (Glycine Rich Protein) sont caractérisées par une forte proportion de Gly (50-70%) organisés en courtes répétitions de motifs Gly-X, avec X = Gly, Ala, Ser et elles participent également à la structure pariétale.

Le rôle des protéines structurales dans les parois cellulaires est peu connu, notamment en lien avec la texture des fruits.

b. Les protéines enzymatiques

L'activité enzymatique des parois cellulaires est liée surtout aux enzymes pectolytiques qui participent à l'évolution structurale de la paroi en assurant des réaménagements ou la dégradation des polysaccharides pariétaux et modifiant et/ou hydrolysant les principaux composants de la matrice. Différentes enzymes pectolytiques sont impliquées dans ces modifications. Les pectinases sont impliquées dans la modification des polysaccharides pariétaux (Fry, 1995). Les expansines sont impliquées dans la régulation du relâchement et de l'extension de la paroi durant la croissance cellulaire en permettant la relaxation du réseau cellulose-hémicelluloses (Cosgrove, 2000a et 2000b). Des études antérieures ont suggéré que l'expansine pourrait contribuer au ramollissement des fruits par le démontage de la paroi cellulaire au cours du processus de maturation (Brummell et al., 1999 ; Rose et al., 1997). Mbéguié-A-Mbéguié et al. (2002) ont analysé l'expression de deux ADNc d'expansine (Pa-Exp1, Pa-Exp2) de l'abricot au cours de la maturation du fruit en relation avec la régulation de l'éthylène. Ils ont rapporté que le ramollissement se produit en grande partie avant que le gène Pa-Exp1 ne soit activé, ce qui rend ce gène peu susceptible d'être impliqué dans le ramollissement. En revanche, l'expression du gène Pa-Exp2 se produit simultanément avec le ramollissement du fruit. Cependant, le fait que le gène Pa-Exp2 ne soit pas induit par l'éthylène exogène et que le ramollissement des fruits est connu comme l'un des événements de maturation largement induits par l'éthylène des fruits climatériques (Guis et al., 1997 ; Murray et al., 1993) pour conclure que Pa-Exp2 pourrait également ne pas être impliqué dans le ramollissement.

Dans le cas de l'abricot, la majeure partie de des changements de la paroi cellulaire est expliquée par l'augmentation des activités enzymatiques des polygalacturonase (PG), de la pectine méthyl-estérase (PME) et de la β -galactosidase (β -Gal) (Kovacs et al., 2008 ; Kurz et al.,

2008 ; Stanley et al., 2013 ; Ribas-Agustí et al., 2017). Les 'activités enzymatiques pariétales ont peu été étudiée chez l'abricot en comparaison d'autres espèces (tomate, prune et pêche).

Les polygalacturonases (PG) sont des glycosidases qui hydrolysent la liaison glycosidique en α -(1→4) entre des résidus d'acides galacturoniques non estérifiés et dans les chaînes homogalacturoniques. Des travaux récents (Abaci et al., 2014 ; Ribas-Agustí et al., 2017) ont montré des différences d'activité de la PG dans différentes variétés d'abricot mais avec de faibles niveaux par rapport aux activités retrouvées dans d'autres fruits et légumes (Pressey 1988 ; Nunes et al. 2008 ; Gwanpua et al. 2014). Cardarelli et al. (2002) n'ont pas détecté d'activité polygalacturonase dans les abricots. L'activité endo-polygalacturonase (endoPG) a été associée avec la perte de fermeté de plusieurs espèces mais ceci n'a jamais été confirmé dans l'abricot (Leida et al., 2011). Dans la tomate, l'observation d'une forte activité endo-PG dans les fruits mûrs a montré que les PG jouent un rôle important dans la perte de la fermeté (Giovannoni *et al.*, 1989). Pour la pêche, l'activité des polygalacturonases dans différents cultivars est corrélée positivement avec la perte de la fermeté (Lester *et al.*, 1994) et est uniquement induite lorsque que le fruit mûrit.

Les pectines méthylestérases (PME) interviennent également dans la perte de la fermeté par déméthylation des pectines (Figure 12), en les rendant sensibles à l'activité des PG (Micheli, 2001). Ünal et Şener (2015) ont étudié les propriétés biochimiques de la PME chez les abricots Alyanak (une variété importante dans la région Malatya en Turquie). Cette PME a une activité élevée pour un pH entre 7,0 et 8,0 avec une activité maximale à pH 7,5 ; sachant que le pH d'un fruit d'abricot varie généralement entre 3,3 – 4,0. L'enzyme est stable à des températures entre 30 et 40 °C pendant 10 min et perd toute son activité après 10 min à 80 °C, ce qui implique que la PME peut facilement être inactivée par un procédé de pasteurisation lors de la transformation des abricots en oreillons au sirop ou en confiture. D'autres études récentes ont rapporté une activité PME dans le fruit d'abricot (Cardarelli et al. 2002 ; Botondi et al. 2003 ; Abaci et al., 2014 ; Ribas-Agustí et al., 2017).

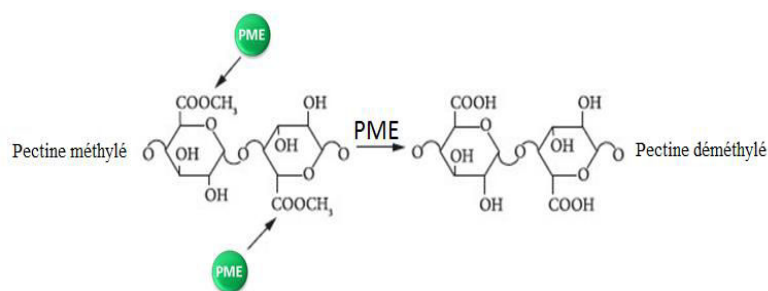


Figure 12: Déméthylation des pectines par la PME

L'activité de la PME est influencée par plusieurs facteurs, notamment le stade de maturité des fruits. Les activités PG et PME augmentent de façon significative ($p < 0,05$) avec la maturité (vert, vert maturité et mûr) (Abaci et al., 2014). Dans l'ensemble des cultivars d'abricots étudiés, l'activité PG a augmenté de 713 à 14286 nkat mg^{-1} . L'activité PME la plus élevée a été trouvée au stade mûr : les fruits verts (45 nkat mg^{-1}) et mûrs (128 nkat mg^{-1}). Cependant, Ribas-Agustí et al. (2017) a rapporté que l'activité de la PME a tendance à diminuer avec la maturation (M1 : maturité commerciale et M2 : semi mature) pour quatre variétés d'abricots, alors que l'activité de la PG augmente, excepte pour une seule variété (Orangered).

L'hydrolyse des pectines de la paroi cellulaire au cours de la maturation est également liée à l'activité des glycosidases et surtout la β -D-Galactosidase qui hydrolyse les polymères galactosyl. La β -galactosidase entraîne la perte des unités galactoses des chaînes latérales (Barnavon et al., 2000). Le galactose a été trouvé comme produit de cette activité au cours de la maturation de la tomate (Gross 1983). Kovács et Szerdahelyi (2002) ont rapporté que le stade de maturité influence grandement l'activité des galactosidases de l'abricot. Ribas-Agustí et al. (2017) ont également rapporté que l'activité de la β -Gal a tendance à augmenter au cours de la maturation pour tous les cultivars analysés. D'autres travaux ont démontré que la solubilisation des pectines par la β -galactosidase accélère le ramollissement des fruits en général (Brummell et Harpster, 2001) et le melon en particulier (Ranwala et al., 1992).

4 Facteurs de variation de la texture

4.1 Impact du génotype

Bien que de nombreuses variétés d'abricot existent, seules quelques études, à notre connaissance, ont mis en évidence l'évolution des propriétés texturales des abricots en fonction du génotype. Récemment, Abaci et Asma (2014), Lahaye et al. (2014) et Ribas-Agustí et al. (2017) ont analysé la texture des variétés d'abricots aux comportements physiologiques contrastés. Ils ont trouvé des différences considérables entre la texture des variétés de point de vue physique et aussi biochimique (polysaccharides et protéines enzymatiques) en tenant en compte la zone tissulaire et le stade de la maturité du fruit.

Lahaye et al. (2014) a rapporté une variabilité importante de l'histologie et de la composition de la paroi cellulaire de neuf variétés d'abricot (Harogem, Goldrich, Hargrand, Iranien, Moniqui, Orangered Bhart, Stark Early Orange, Ravicille and Rouge du Roussillon), en lien avec la texture de la chair des fruits. En effet, le génotype a un impact majeur sur la structure fine de la paroi cellulaire et la composition en mono et polysaccharides des abricots. Iranien a été caractérisée par ses parois riches en monosaccharides (total = 720 g kg^{-1} MS) en particulier le glucose (223 g kg^{-1} MS), le xylose (42 g kg^{-1} MS) et l'arabinose (86 g kg^{-1} MS).

Ribas-Agustí et al. (2017) a rapporté également que le cultivar est le facteur le plus influent, par rapport au stade de maturation, sur les propriétés biochimiques et texturales des abricots frais et cuits de quatre variétés étudiées : Goldrich, Hargrand, Iranien, and Orangered. En effet, la fermeté du fruit pasteurisé était plus élevée dans les cultivars Orangered et Iranien, suivie de Hargrand et Goldrich. Ce dernier a montré une fermeté six fois moins élevée que l'Iranien et Orangered après la pasteurisation. Cependant, l'évolution de la fermeté globale de l'abricot a été étudiée en fonction de la variété dans des études précédentes (Tableau 5) (Peter et al., 2011 ; Caliskan et al., 2012 ; Kim et al., 2014) et un effet important du génotype sur la fermeté des fruits a été retrouvé pour la majorité.

Tableau 5. Les valeurs de la fermeté pour différents cultivars d'abricots

Auteurs	Nombre de cultivars	Intervalle de Fermeté
Ribas-Agustí et al. (2017) (N 100 g ⁻¹)	4	82 – 504
Hye-Ryun et al. (2014) (10 ² * dyne cm ⁻²)	3	129 – 217
Milošević et al. (2013) (kg cm ⁻²)	5	0,92 – 3,00
Caliskan et al., (2012) (kg cm ⁻²)	14	1,1 – 4,8
Peter et al. (2011) (N)	5	5,20 - 8,41

4.2 Impact de la maturation

La fermeté du fruit et la composition biochimique de la paroi cellulaire sont influencées par le stade de la maturité (Kurz et al., 2008 ; Abaci et Asma, 2014 ; Ribas-Agustí et al., 2017). En effet, une perte statistiquement significative ($p < 0,05$) de la fermeté de la chair du fruit au cours d'une maturité croissante a été observée pour les six cultivars d'abricots étudiés par Abaci et Asma, (2014). Au stade vert, la plus grande fermeté des fruits a été déterminée dans le cultivar Hasanbey (78,3 N) et la plus faible fermeté de la chair des fruits a été observée dans le cultivar Hacihaliloglu (71,7 N). Au stade semi-mûr (vert mature), la fermeté partielle de la chair du fruit a diminué et varié entre 70,5 et 75,5 N. Au stade mûr, la fermeté de la chair du fruit a diminué de manière significative chez tous les cultivars, le cultivar "Hasanbey" (61,8 N) était le plus ferme et le cultivar "Turfanda Eskimalatya" (31,0 N) le moins ferme. Ces résultats sont confortés par Campbell et al. (2013) qui ont évalué à 60% l'impact de la maturité à la récolte pour cinq variétés d'abricots entre le stade commercial et le stade consommation.

Des études antérieures ont rapporté que la maturation a un effet considérable sur la texture de la paroi cellulaire. En effet, la largeur et la longueur des chaînes des polysaccharides de la pectine dans les fruits changent de manière significative lors de la maturation post-récolte (Chen et al., 2009 ; Liu et al., 2009). Les sucres neutres, enroulés ou alignés le long des régions RG et existant comme des branches courtes, peuvent provoquer des changements de largeur des chaînes de pectine (Chen et al., 2009 ; Yang, 2014 ; Chong et al., 2015 ; Liu et al., 2017 ;). Liu et al. (2017) a rapporté que la libération des chaînes des hémicelluloses courtes a augmenté de façon marquée au cours de ramollissement des abricots et le traitement au calcium a considérablement diminué la fréquence de la longueur de ces chaînes.

4.3 Impact de la transformation

La fermeté des abricots est l'un des indicateurs de déclenchement de la récolte et de l'aptitude du fruit à la transformation, tout en sachant que les fruits semblent être particulièrement sensibles aux problèmes de ramollissement lors de la cuisson. Dans les produits traités thermiquement, la cuisson des abricots se fait à cœur à 85 °C et certaines variétés résistent mal à la chaleur, ce qui entraîne la désintégration des fruits (Ella Missang *et al.*, 2011). Après un processus de cuisson, la fermeté des oreillons d'abricot peut être évaluée par un test de poinçonnage : l'oreillon a été découpé en une tranche de 1.5 cm d'épaisseur puis, neuf zones ont été définies, allant du pédoncule au pistil et du tissu externe au tissu interne (Figure 13). D'une manière générale, les valeurs obtenues diminuent graduellement du tissu externe vers le tissu interne passant respectivement de 1,39 à 1,29 et à 0,96 N pour les tissus externe, médian et interne et la fermeté est plus élevée dans la zone du pédoncule (1,73 N), suivie par la zone du pistil (1,01 N) par rapport à la zone équatoriale (0,86 N). Ceci caractérise d'une part l'hétérogénéité intra fruit de la texture du fruit et a permis de préciser l'importance de l'effet du processus thermique sur les propriétés mécaniques de l'abricot.

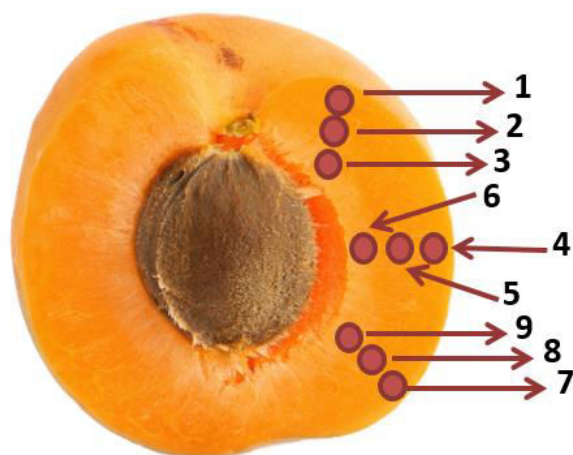


Figure 13: Coupe transversale d'un abricot décrivant les neuf zones pour la mesure de la fermeté. 1. zone du pédoncule externe. 2. zone du pédoncule médian. 3. zone du pédoncule interne. 4. zone équatoriale externe. 5. zone équatoriale médiane. 6. zone équatoriale interne. 7. zone pistillaire externe. 8. zone pistillaire médiane. 9. zone pistillaire interne. (Ella Missang et al., 2011)

La solubilisation et la dépolymérisation des substances pectiques accompagnent une perte importante de la fermeté du fruit au cours de la cuisson (Souty et Jacquemin, 1976 ; Forni et al., 1986 ; Sharma et al., 1992 ; Ella Missang *et al.*, 2012 ; Ribas-Agustí et al., 2017). Ces travaux ont mentionné le rôle crucial des protopectines (Substances pectiques insolubles dans l'eau) dans la préservation de la texture des fruits dans les produits traités thermiquement. Ribas-Agusti et al. (2017) en utilisant deux méthodes de caractérisation différentes (mesure fine par pénétrométrie et mesure globale par cellule de Kramer) pour évaluer l'évolution de la texture des abricots pasteurisés, ont rapporté des résultats similaires. La variété était le facteur le plus influent. La fermeté, les solubles solides et l'activité de la PME avaient une corrélation positive, selon la méthode de mesure employée. Cependant, l'acidité titrable était le seul indicateur biochimique avec une corrélation significative dans les deux méthodologies de mesures de la texture.

L'impact négatif de l'acidité de l'abricot sur la conservation de la texture après pasteurisation peut être expliqué en termes de stabilité de la pectine, un faible pH peut faciliter l'hydrolyse acide. Cependant, pour confirmer cette « hypothèse » il est nécessaire la confronter à une diversité génétique plus large que les quatre variétés modèles utilisées par Ribas-Agusti et al. (2017). D'autres hypothèses ont associé la perte de la fermeté dans les abricots à l'activité des enzymes pariétales, notamment l'activité de la PME (Ünal et Şener, 2015 ; Abaci et al., 2014 ; Cardarelli et al. 2002).

CONTEXTE DU TRAVAIL

I Matériel Marocain

L'étude bibliographique a permis de mettre en exergue les différentes sources de variabilité pouvant influencer sur la qualité du fruit d'abricot. En effet, la qualité de l'abricot dépend de ses caractéristiques physicochimiques et biochimiques qui varient en fonction de la maturation et du génotype. Elle est aussi susceptible d'être modifiée selon les conditions du stockage ou par le processus industriel.

Au Maroc, bien que la culture de l'abricot ait une importance agro-économique, peu de travaux ont été réalisés sur la qualité et la production des génotypes d'abricot. La plupart des études ont porté sur la caractérisation et la préservation des ressources génétiques, notamment par caractérisation moléculaire des accessions du Maghreb (Bourguiba et al., 2012a ; Kodad et al., 2013). L'étude de Bourguiba et al. (2012b) a montré la grande diversité génétique disponible dans les pays du Maghreb, bien plus large que celle observée pour le pêcher et analogue à celle de l'amandier et du prunier. Cette diversité est répartie en 4 phylums dont le groupe sud méditerranéen est caractérisé par des besoins en froid faibles, la présence d'accessions anti-incompatibles et de fruits de couleurs blanche à jaune-orangée. Cependant, cette diversité est restreinte en comparaison avec l'ensemble des abricots.

Dans toutes les études réalisées sur la qualité des abricot marocains (Radi et al., 2003 ; Hasib et al., 2002), une seule variété (Canino) a été caractérisée à cause de son importance dans le marché du frais et surtout pour la transformation industrielle au Maroc. Par ailleurs, il n'y a pas eu de travaux publiés sur d'autres génotypes qui caractérisent la qualité du fruit en relation avec la régularité de production et les processus de maturation ou de transformation. Selon notre recherche bibliographique, il n'y a pas eu de travaux publiés à ce jour sur les questions suivantes :

- Quelle est la diversité génétique des abricots marocains, son évolution et ses contraintes ?
- Quels sont les marqueurs biochimiques qui permettent de comprendre et d'évaluer la qualité des abricots ?
- A quel niveau la texture du fruit peut déterminer la qualité de l'abricot ?

Enfin, aucune référence bibliographique portant sur ces génotypes ne mentionne une étude de caractérisation de la qualité du fruit. Dans ce contexte, le premier objectif de ce travail consiste à caractériser de façon objective les clones d'abricot disponibles puis à identifier ceux les plus aptes pour une étude de la qualité en se basant sur des critères bien définis à savoir la période et la durée de la récolte, le nombre d'arbre par clone, le rendement, le calibre, la couleur et la saveur.

Pour caractériser ces clones d'abricots, nous avons pris en compte les propriétés physiques des feuilles et des fruits et l'analyse moléculaire.

La seconde étape de ce travail consiste à suivre l'évolution des propriétés physicochimiques, physiologiques et biochimiques en prenant en compte les facteurs influençant la qualité des fruits à savoir la diversité des clones, l'effet de la maturation et la zone tissulaire de la chair du fruit.

Enfin, la dernière étape de ce travail consiste à sélectionner les génotypes en fonction de leur aptitude d'une part pour une production prolongée dans le temps ou d'autre part dans l'utilisation du fruit pour le marché de la consommation à l'état frais ou pour la transformation industrielle en divers produits à base de l'abricot. En effet, la caractérisation de la qualité des abricots a été effectuée sur des génotypes différents sélectionnés à base des critères bien définis, d'une part pour prolonger la saison des abricots au Maroc qui ne dépasse pas la première semaine du mois de juin. Et d'autre part, pour classer les génotypes et établir une typologie des abricots marocains selon leurs avantages pour une bonne exploitation et utilisation des fruits.

II Matériel Français

Pendant la transformation industrielle des abricots en conserve d'oreillons d'abricots au sirop, la sécurité exige que les fruits atteignent au moins 85 °C à cœur. Certaines variétés résistent mal aux traitements thermiques, ce qui entraîne la désintégration des fruits. La chaleur impacte énormément la texture de la chair et par conséquent la qualité organoleptique du produit. D'où la nécessité de déterminer les variétés aptes à subir ce processus (Ella Missang et al., 2011).

La variabilité de la texture des abricots pour différents cultivars a été mise en évidence par l'étude d'Ella Missang et al. en 2012. L'abricot est caractérisé par une grande hétérogénéité de ses tissus cellulaires et ces couches tissulaires ont des réponses différentes au cours du traitement thermique (Ella Missang et al., 2011), et ces propriétés mécaniques différentes expliquent l'intra-hétérogénéité de la texture. Dans ce contexte, notre objectif consiste à caractériser cette hétérogénéité et faire face à l'impact du processus industriel. Pour cela, nous avons mis en place de nouvelles méthodes et technologies de caractérisation de la qualité des abricots à l'état frais et après la transformation industrielle dans une méthodologie qui permet la compréhension fine des phénomènes altérants la texture des fruits.

La première étape de ce travail consiste tout d'abord à sélectionner des variétés pour avoir de la variabilité et établir des typologies. Puis, caractériser de façon objective la qualité des abricots selon un plan d'échantillonnage préalablement déterminé et un dispositif expérimental établi. Ensuite, suivre l'évolution des propriétés texturales des fruits au cours du traitement thermique en analysant l'impact de la variété, de la maturation et de la transformation. Enfin, la dernière étape de ce travail consiste à déterminer les variétés les plus aptes au processus de la cuisson industrielle.

MATERIELS ET METHODES

I Matériel végétal

1 Abricots marocains

Les variétés marocaines étudiées proviennent de la collection du domaine expérimental Sâada du Centre Régional de la Recherche Agronomique (CRRA) de l'INRA à Marrakech (30°21'08.4''N9°30'29.0''w). Le verger d'une superficie de 2 Ha, il a été planté en 1995 et conduit en irrigation par le mode goutte à goutte. Les arbres ont été plantés à une densité de 4,5 × 2 m et disposés en 7 colonnes × 30 rangées (Figure 14), et conduits avec des pratiques culturales standard, une taille moyenne et un éclaircissage destiné à ajuster la charge au potentiel de croissance de l'arbre (nombre de fruits par arbre ou par unité de surface). La récolte a été déclenchée de manière à optimiser le compromis entre une maturité optimale favorisant l'expression de la qualité gustative des fruits et l'aptitude des fruits à la conservation dans les circuits post-récolte.

Le verger compte 184 arbres représentant 92 accessions réunies en collection et ils sont issus de prospections réalisées sur les différentes régions de la production de l'abricot au Maroc. Parmi ces accessions, 50 ont été recueillies dans 9 oasis différents (Figure 15) situés dans les quatre principales régions géographiques du l'Est du Maroc, chacune avec des conditions écologiques distinctes : vallée du Ziz [Er-Rich (12), Aoufous (5) et Goulmima (4)]; Vallée du Drâa [Skoura (7) et Agdez (5)]; Vallée du Dadès [Boumalen (8) et El-Kalaa M'Gouna (4)] et vallée de la Moulouya [Guercif (1), Outat El-Haj (4)]. En outre, 9 cultivars cultivés à la station expérimentale d'Ain Taoujdate (INRA-Meknès, Maroc) ont été étudiés, dont huit accessions identifiées par Barbeau et Bouami (1980) (Agmat 5, Khorb 6, Man 15, Marouch 3, Marouch 4 et Marouch 16) et trois cultivars introduits (Delpatriarca, Gelitano et Maoui). Cependant, 33 cultivars supplémentaires dont l'origine géographique est inconnue ont été analysés.

Des analyses morphologiques et biomoléculaires ont été effectuées sur les feuilles des 92 clones présents dans le verger. Ensuite, les caractérisations physico-chimiques et biochimiques des fruits ont été réalisées sur des clones d'abricots bien sélectionnés en 2014 et 2015, choisis sur la base de leurs performances agronomiques et de leur complémentarité de périodes de maturité notamment (Tableau 6).

Plan du verger						N°	Nom	Arbre	N°	Nom	Arbre	N°	Nom	Arbre
180	150	120	90	60	30	1	AJG1	2_5	31	Mara6	81_82_83_84	61	Mara11	157
179	149	119	89	59	29	2	AJG2	6	32	Marouch4	85_86_87	62	Outat1	148_149
178	148	118		58	28	3	ARB3	7_8	33	Khorb6	89	63	KMG5	151_152
177	147		87	57	27	4	JK7	10_11	34	Mara7	91_92	64	Mara12	153_154
176	146		86	56	26	5	JK8	12_15_16	35	Agmat5	93_94_95	65	Mara13	155_156_157
175	145	115	85	55	25	6	RK1	17_18_19_20	36	Mans15	96_97	66	AgdezC2	159
174	144	114	84	54	24	7	RK2	22_23	37	Gélatino	98	67	SKH2	160
173	143	113	83	53	23	8	RK3	24_25_26_27	38	Mara8	99	68	SKH4	161_162
202	172	142	112	82	22	9	RT1	28	39	Delpatr	100_101_102	69	KMG8	163_164
201	171	141	111	81	51	10	RT3	29	40	A	103	70	Boum44	165_166_167
200	170	140	110	80		11	RT4	32_33	41	B	104	71	Ab1	168_169
199	169	139	109	79	49	12	RG1	34_35	42	C	105	72	Ab2	170
198	168		108		48	13	RTil1	36_37_38	43	Agdez C1	106_107_108	73	Boum43	171_172
167	137	107	77	47	17	14	RTil2	39_40_41	44	Agdez A5	109_110	74	BoumLG3	173_174
196	166	136	106	76	46	15	RTil3	42_43	45	Outat8	111_112_113	75	Ab3	175_176_177
195	165	135	105	75	45	16	RTil4	44_45_46_47	46	Boum A2	114_115	76	Ab4	178
194	164	134	104	74	44	17	Mara1	48	47	SKH3	118	77	Ab5	179
193	163	133	103	73	43	18	RTil5	49_51_52_53	48	Boum J3	119	78	Ab6	181_182
162	132	102	72	42	12	19	Mara2	54	49	Outat2	122_123_124	79	Mara14	183_184
191	161	131	101	71	41	20	GK1	55_56	50	Agdez LG2	125_126	80	Ab7	185_186
190	160	130	100	70	40	21	Mara3	57_58	51	SKA1	127_129_130	81	Mara15	187_188
189	159	129	99	69	39	22	GM1	59	52	Guer1	131	82	SKT1	189_190
188			98		38	23	Gay1	61_62	53	Boum J2	132_133_134	83	Mara16	191
187	157	127	97	67	37	24	Gay2	63_64_65	54	Outat6	135	84	Ab8	193
186	156	126	96	66	36	25	Mara4	66_67	55	SKT5	136_137	85	Mara17	194_195
185	155	125	95	65	35	26	Gay3	69_70_71	56	Mara9	139	86	Mara18	196
184	154	124	94	64	34	27	Marouch 3	72_73	57	AgdezLG1	140_141	87	Boum45	198
183	153	123	93	63	33	28	Mara5	74	58	SKH1	142_143	88	Ab9	199
182	152	122	92	62	32	29	Maoui	75_76	59	Mara10	144	89	Ab10	200
181	151		91	61		30	Marouch 16	77_79_80	60	Boum41	145_146	90	KM8	201
												91	KM5	202
												92	Cg2	30_60_90_120_150_180

: Arbre
 : Arbre absent

Figure 14: Plan du verger expérimental Sâada de l'INRA de Marrakech et liste des 92 clones présents.

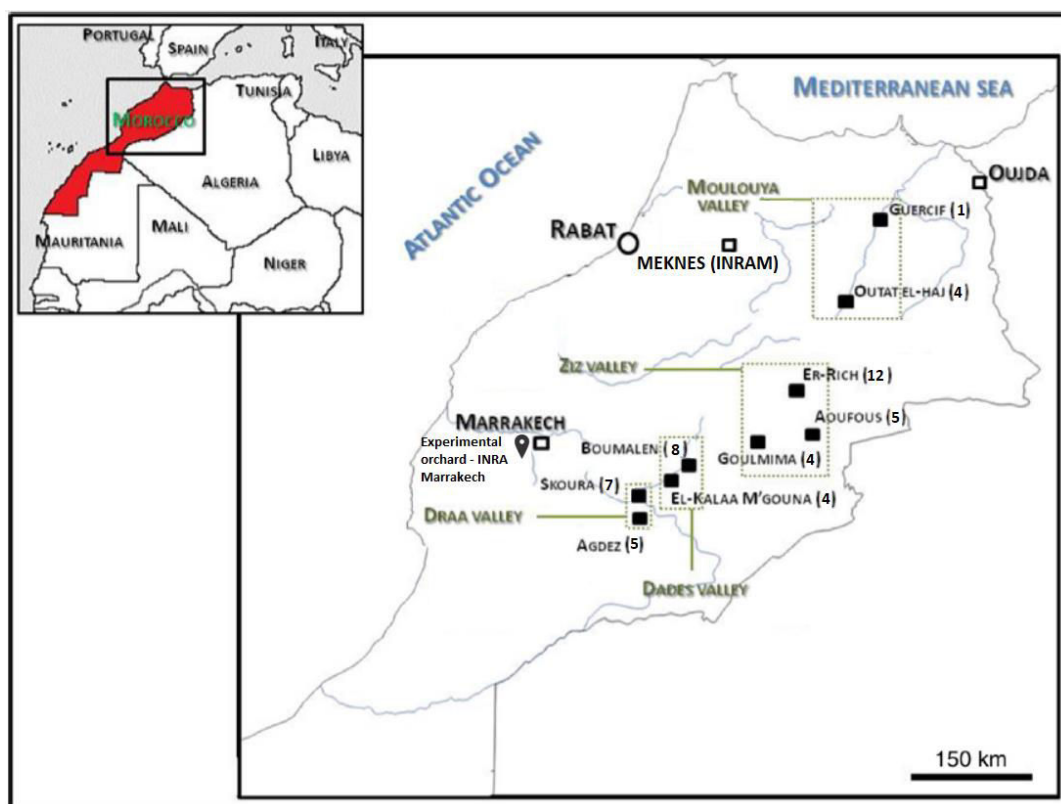




Figure 15: Les origines géographiques des accessions d'abricots étudiés

Tableau 6. Les dix clones d'abricots marocains utilisés pour la caractérisation détaillée de la qualité

Clones	Nom du clone	Périodes de récolte	Caractéristiques
	Agdez C2	20 au 25 mai	Abricot clair, ferme, fibreux et de grand calibre.
	Boum A2	15 au 20 mai	Abricot clair avec taches rouges, légèrement ferme, de petit calibre
	Clone C	20 au 25 mai	Abricot clair, ferme et de calibre moyen.
	Ab 5	25 au 30 mai	Abricot orange, ferme et de grand calibre.
	Agdez LG1	20 au 25 mai	Abricot orange, ferme et de calibre moyen.
	Marouch 4	30 au 05 juin	Abricot orange, ferme et de calibre moyen.
	Marouch 16	05 au 10 juin	Abricot orange, ferme et de calibre moyen.
	Rtil 4	25 Mai au 05 juin	Abricot orange avec taches rouges, légèrement ferme et de petit calibre.
	Cg 2	15 au 25 juin	Abricot rouge, ferme et de grand calibre.

		Mans 15	20 au 30 juin	Abricot rouge-orange, ferme et de calibre moyen.
--	---	---------	---------------	--

Les fruits ont été récoltés à différents stades de maturité selon le type d'analyse (Tableau 7) : semi-mûrs (M1), commercialement mûrs (M2) et maturité consommation (M3). Les fruits ont été triés manuellement en fonction de la fermeté et de la couleur de la peau. Au stade semi-mûr, les abricots sont aptes à mûrir, les fruits sont encore fermes et de couleur jaune à orange. Le fruit a été considéré comme commercialement mûr lorsqu'il a atteint sa taille et sa couleur finale, mais il est suffisamment ferme pour résister aux manipulations, au transport et aux conditions de stockage. Au stade consommation, le fruit a une fermeté faible et se détache facilement de l'arbre. C'est le fruit destiné au marché local et à la consommation immédiate (prêt à être consommé). Après la récolte, les abricots ont été transportés au laboratoire, triés et répartis en différents lots de fruits par clone et pas stade de maturité. Les stades de maturation et le nombre de répétition dépendent du type de l'analyse effectuée (voir tableau 7).

Le tableau 7 montre le plan d'échantillonnage utilisé pour chaque type d'analyse réalisée sur les abricots marocains.

Tableau 7. Matériel végétal et analyses effectuées sur les abricots marocains









Saison	Matériel végétal			Analyses*	
	Cultivar	Stade de maturité	Echantillonnage	Analyse physico-chimiques	Analyses biochimiques
2014	RK 3, Ab 4, RK 1, Boum A2, Khorb 6, Agdez LG1, SKH 3, Marouch 4, Ab 5, Marouch 16, RTil 4, Agdez C2	M1 M2 M3	3 lots de 10 fruits par stade de maturité	- Fermeté - Couleur - Acidité titrable - Teneur en Solubles solides	Acides organiques Pigments : chlorophylles et caroténoïdes
	Boum A2, Agdez LG1, Marouch 4, Ab 5, Marouch 16, RTil 4, Clone C, Mans 15, Agdez C2, Cg 2	M1 M2	3 lots de 10 fruits par stade de maturité		
2015	Boum A2, Agdez LG1, Marouch 4, Ab 5, Marouch 16, RTil 4, Clone C, Mans 15, Agdez C2, Cg 2	M2 M3	2 lots de 10 fruits par stade de maturité	- Fermeté - Couleur	Acides organiques, sucres, polyphénols
	Boum A2, Agdez LG1, Marouch 4, Ab 5, Marouch 16, RTil 4, Clone C, Mans 15, Agdez C2, Cg 2	M2 M3	2 lots de 10 fruits par zone : - Zone pédoncule - Zone équatoriale - Zone pistil	Paroi cellulaire : Polysaccharides pariétaux (uniquement pour M2) et protéines enzymatiques (PME, β -Gal)	












- *Une analyse de la diversité génétique de 92 clones d'abricots a été effectuée en 2014 et 2015
- *Une analyse sensorielle a été effectuée en 2015 sur les dix cultivars d'abricots sélectionnés.
- Stades de maturation : M1 : mi-mûr, M2 : Commercial et M3 : consommation


2 Abricots français

Les abricots français ont été récoltés dans deux vergers expérimentaux du centre de recherche INRA PACA, Provence-Alpes-Côte d'Azur : Amarine (Gard, France) et Gothon (Drôme, France). Le choix des génotypes a été fait pour illustrer la variabilité existante, notamment de texture. Les principales caractéristiques des 20 cultivars sélectionnés sont présentés dans le tableau 8.

Tableau 8. Description des variétés sélectionnées en France

Variétés	Clones	Caractéristiques
A4480	A4480	 Variété tardive, maturité deuxième quinzaine de juillet Fruit de calibre moyen (2A), de couleur blanche, ferme, à évolution lente, chair compacte et sucrée
A5350	A5350	 Variété très tardive (après Farlis), très productive Fruit de calibre 2A, de couleur jaune, ferme, très bonne qualité gustative
Bergarouge	A2914	 Variété de mi-saison Fruit de gros calibre (3A), de couleur orangé avec surimpression rouge, ferme, sucré, juteux, bonne qualité gustative
Bergeron	A0660	 Variété tardive Fruit de calibre moyen (A-2A), de couleur orangé, acidulée, bon potentiel de conservation
« Blanc »	A4034	 Accession de saison Fruit de calibre moyen (2A), de couleur blanc-jaunâtre à chair blanche, maturation très lente, moyennement juteux
Candide	A4025	 Accession de saison Fruit de calibre moyen à gros (2A-3A), ferme, chair fine et juteuse, aromatique
Congat	A4423	 Variété tardive Fruit de calibre moyen (2A), orangé avec une surimpression marquée, sucré, chair compacte et légèrement fibreuse, épiderme épais, moyennement juteux
Elgat	A5413	 Variété tardive Fruit de calibre moyen (2A), orangé avec une surimpression marquée, sucré, juteux

Frisson	A2821		Variété tardive Fruit de petit calibre (A), orangé sans surimpression, très ferme, juteux, bon potentiel gustatif
Gâterie	A2265		Variété de saison Fruit de calibre moyen (2A), orangé clair verdâtre, chair orangée claire, excellente qualité gustative
Goldrich	A2210 A2218		Variété précoce Fruit de gros calibre (3A-4A), orangé sans surimpression, ferme, acidulé (citrique)
Hargrand	A1814		Variété de saison Fruit de gros calibre (3A-4A), orangé terne, ferme, aromatique, de bonne qualité
Héléna de Roussillon	A2358		Variété tardive Fruit de calibre moyen (A-2A), orangé clair avec une légère surimpression, aromatique, peu juteux et pâteux
Iranien	A2862		Variété de saison Fruit de calibre moyen (2A), blanc, croquant, très sucré, non acide
Moniqui	A0500		Variété de saison Fruit de calibre moyen à gros (2A-3A), épiderme blanc-crème, chair blanche, sucré, aromatique, à évolution très rapide
Orangered	A2892 A2894		Variété précoce Fruit de calibre moyen à gros (2A-3A), bicolore à chair orangée, peu acide, aromatique, ferme
Polonais	A1352		Variété tardive Fruit de calibre moyen (A-2A), orangé clair, bonne qualité gustative, fermeté moyenne
Ravilong	A3759		Variété de Saison Fruit de calibre moyen (A-2A), rouge, à chair orangée, forme en amande, acidité sous épidermique, ferme mais à évolution rapide
Tardif de Bordaneil	A1793		Variété tardive Fruit de calibre moyen (2A), ferme, très aromatique, sucré, excellente qualité gustative

Vertige	A3845		Variété de saison Fruit de calibre moyen à gros (2A-3A), ferme, chair fine et juteuse, acidulé, excellent potentiel gustatif
---------	-------	---	---

Les fruits étaient cueillis manuellement le matin et choisis pour obtenir un lot hétérogène en maturité (allant d'un stade commercial à des fruits proches de la maturité) et transportés au laboratoire rapidement pour une analyse dans la journée. La caractérisation des stades de maturité étant difficile à réaliser sans un suivi rapproché de chacun des cultivars, ils ont été comparés à des classes de fermeté équivalentes, déterminées par un test de compression (cf. 2.2.1.).

Le tableau 9 montre le dispositif expérimental utilisé pour analyser les abricots français.

Tableau 9. Matériel végétal et analyses effectuées sur les abricots français

Saison	Matériel végétal			Technique d'Analyse	
	Cultivar	Stade de maturité*	Echantillonnage	Texture	
				Test de Poinçonnement	Test de Kramer
2013	A4034, Bergarouge, Bergeron, Candide, Goldrich, Hargrand, Iranien, Moniqui, Orangered, Ravilong, Vertige,	R1 R2 R3	Lots de 20 fruits par stade de maturité : 4 fruits pour les mesures en frais (T) 2 x 8 fruits (C1 et C2) pour les cuissons	Fruits frais : 4 tranches Zones : 4, 5, 7, 8 Fruits cuits : 8 tranches (4 oreillons par cuisson) Zones : 4, 5, 7, 8	1 lot de 4 oreillons par cuisson
2014	A4480, A4034, A5350, Congat, Elgat, Frisson, Gâterie, Goldrich, Hargrand, Hélène de Roussillon, Iranien, Orangered, Polonais, Tardif de Bordaneil				
2015	A4034, A5350, Bergarouge, Bergeron, Candide, Congat, Elgat, Frisson, Gâterie, Goldrich, Hargrand, Helena du Roussillon, Moniqui, Orangered, Polonais, Ravilong, Tardif de Bordaneil, Vertige	R1 R2	Lots de 22 fruits par stade de maturité : 12 fruits pour les mesures en frais (T) 10 fruits pour la cuisson (C).	Fruits frais : 12 tranches Zones : 4, 5, 7, 8 Fruits cuits : 10 tranches Zones : 4, 5, 7, 8	3 lots par stade de maturité avec reste des fruits « poinçonnement »

*Stades de maturation : R1 : commercial, R2 : mi-mûr et R3 : proche maturité de bouche

II Méthodes et analyses

1 Analyse de la diversité génétique

1.1 Morphologie des fruits et des feuilles

La caractérisation morphologique des accessions marocains a été réalisée sur un ensemble de 29 caractères quantitatifs et qualitatifs morphologiques des feuilles (en 2014) et des fruits (en 2014 et 2015) selon le descripteur de l'UPOV (2012). La méthode de prélèvement décrite dans le protocole a été validée par Audergon et al. (1991, 1993) et Prével et al. (1984).

Les échantillons ont été collectés comme suit :

- Feuilles jeunes, entières (limbe et pétiole) : prélèvement et caractérisation 8 à 12 semaines après la pleine floraison, généralement à partir de la première semaine de mars jusqu'en avril, selon le cultivar. Afin d'être homogène et représentatif, 4 feuilles pleinement développées ont été prélevées dans la partie médiane de l'arbre, aux quatre points cardinaux. Les prélèvements ont été effectués sur un arbre par clone.

- Les échantillons de fruits ont été prélevés selon la procédure décrite par Audergon et al. (1991, 1993) et Monestiez et al. (1990). Chaque arbre était divisé en quatre secteurs (nord, sud, est, ouest) eux-mêmes divisés en trois niveaux (haut, moyen, bas) avec 1 fruit récolté par zone, soit 12 fruits par clone. La caractérisation des fruits a été réalisée en mai et juin pour la saison 2014 et 2015. Les prélèvements ont été effectués sur un arbre par clone.

Vingt-trois variables morphométriques qualitatives et onze paramètres morphométriques quantitatifs ont été mesurés (tableau 10).

Tableau 10. Liste des 34 caractères morphologiques utilisés pour caractériser les 92 accessions d'abricots marocains.

Organes	Caractères et modalités	
Feuille	Limbe	Longueur (cm)
		Largeur (cm)
	Pétiole	Longueur (cm)
		Nombre de glandes
	Ratios	Longueur de la feuille / Largeur de la feuille
		Longueur du pétiole / longueur du limbe
	Limbe: ondulation de la marge	1: léger, 2: moyen, 3: fort
	Intensité de la couleur verte de la face supérieure	1: lumineuse, 2: moyenne, 3: sombre
	Limbe: forme de la base	1: atténuée, 2: tronquée, 3: subcordate, 4: cordate
	Limbe: forme de la pointe	1: mucronate, 2: cuspidate, 3: acuminate
	Limbe: angle de la pointe	1: étroit aigu, 2: large aigu, 3: obtus
	Limbe: incisions sur marge	1: crénelée, 2: bicrenelée, 3: serrée, 4: biserrée
	Épaisseur de pétiole	1: petite, 2: moyenne, 3: grande
Coloration anthocyanique du pétiole	1: faible, 2: moyenne, 3: forte	
Fruit	Poids	Poids du fruit (g)
	Dimensions	Largeur latérale (cm)
		Largeur ventrale (cm)
		Hauteur (cm)
	Ratios	Largeur latérale du fruit / largeur ventrale du fruit
		Hauteur du fruit / largeur ventrale du fruit
	Profondeur de suture	1: légèrement submergé, 2: modérément coulé, 3: profondément enfoncé
	Profondeur de la cavité du pédoncule	1: peu profonde, 2: moyenne, 3: profonde
	Intensité de sur-couleur	1: faible, 2: moyenne, 3: forte, 4: absente
	Zone relative de sur-couleur	1: petite, 2: moyenne, 3: grande, 4: absente
	Fermeté de la chair	1: mou, 2: moyen, 3: ferme
	Forme en vue latérale (ou profil)	1: arrondie, 2: triangulaire, 3: trapézoïdale, 4: rectangulaire
	Forme en vue ventrale (ou frontale)	1: arrondie, 2: triangulaire, 3: trapézoïdale, 4: rectangulaire
	Forme de l'apex	1: enfoncée, 2: plate, 3: arrondie, 4: pointue
	Symétrie en vue ventrale	1: asymétrique, 2: symétrique
	Surface du fruit	1: lisse, 2: pousses bosselées, 3: prédominant sur les pousses
	Couleur chair	1: blanche, 2: crème à jaune, 3: orange claire, 4: orange moyenne, 5: orange foncée
Couleur de peau non-blush	1: blanche, 2: crème à jaune, 3: orange claire, 4: orange, 5: orange foncée	
Blush couleur de la peau	1: blanche, 2: crème à jaune, 3: orange claire, 4: orange, 5: orange foncée, 6: rouge	
Noyau	Poids	Poids du noyau (g)
	Taille par rapport aux fruits	1: petite, 2: moyenne, 3: grande
	Forme	1: ovale, 2: ronde, 3: oblongue, 4: elliptique
Arbre	Rendement : rendement moyen des fruits par arbre	1: peu, 2: moyen, 3: beaucoup

1.2 Analyse moléculaire des feuilles

La caractérisation moléculaire des accessions a été effectuée à l'aide des marqueurs microsatellites (SSR). L'extraction, l'amplification de l'ADN et le traitement des produits de PCR ont été réalisés selon le protocole expérimental de référence validé par le laboratoire BioGEVES sur les pêches et les abricots. Un ensemble de 21 marqueurs microsatellites (Figure 16) a été utilisé pour caractériser les 92 accessions. Le logiciel Gene Mapper (Applied Biosystems) a été utilisé pour analyser les données moléculaires collectées.

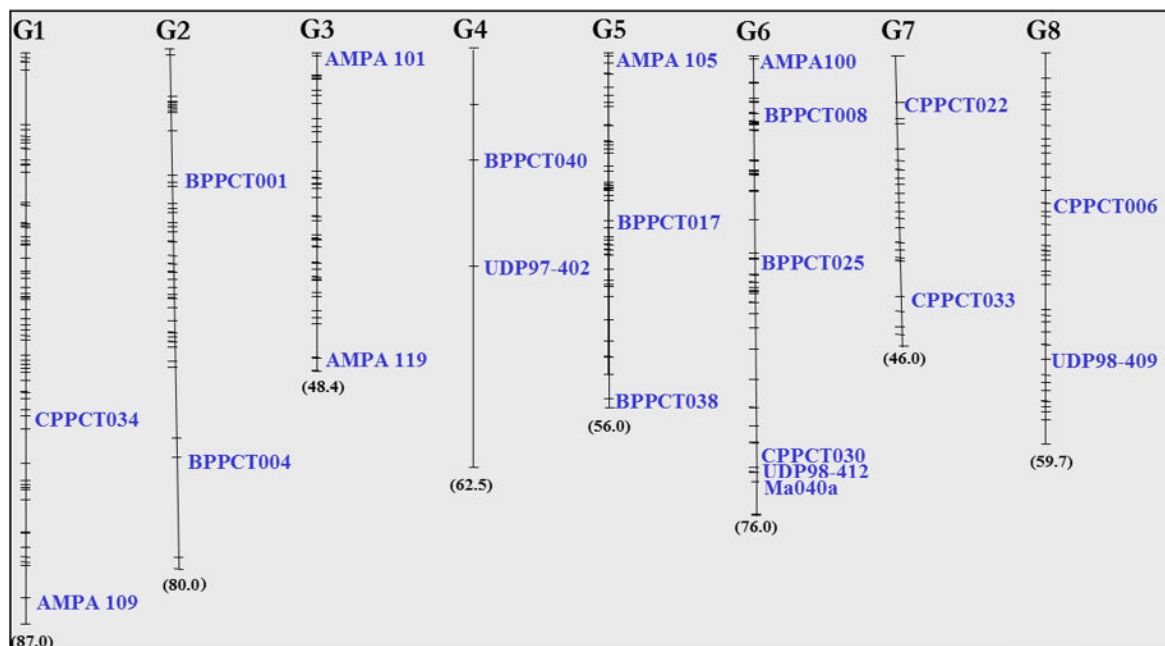


Figure 16: Positionnement des marqueurs microsatellites utilisés sur la carte de référence du génome des espèces du genre *Prunus* (Bourguiba et al., 2012b).

1.3 Extraction de l'ADN

Les feuilles ont été prélevées, stockées à -80°C , puis lyophilisées avant broyage (broyeur Retsch MM301). Les ADN génomiques ont été extraits grâce au kit NucleoSpin 96 Plant II (Macherey-Nagel, Foster City, Californie). Environ 20 mg de poudre sèche de feuilles ont été mélangés dans chaque tube de 2 mL avec 400 μL du tampon PL2 (NaCl) et 10 μL de RNase. Les échantillons ont été incubés à 65°C pendant 30 min, puis mélangés avec 100 μL de tampon PL3 (solution de tampon acétique). Ils ont ensuite été incubés 5 min dans la glace, puis centrifugés à 6000 g pendant 5 min. Le surnageant de chaque échantillon a été ajouté à 450 μL de Buffer PC (Guanidine chlorhydrate), préalablement distribué dans une plaque 96 2.2 mL. Les échantillons ont été transférés dans une plaque mini colonnes Nucleospin Plant II, puis centrifugés pendant 5 min à 6000 g pour séparer l'ADN (qui se fixe à la membrane de silice des colonnes) du lysat. Les membranes ont ensuite été lavées en trois fois par l'ajout du tampon PL1, PL2 et PL3. Entre chaque lavage, la plaque d'ADN a été centrifugée quelques minutes à 6000 g. La plaque de mini colonnes a été placée sur une plaque d'éluion semi deepwell, puis 100 μL de tampon d'éluion préchauffé à 65°C ont été distribués dans chaque puits. La plaque a ensuite été incubée à température ambiante et centrifugée à 6000 g pendant 2 minutes. Cette dernière étape d'éluion a été répétée une fois, puis la plaque a été scellée et stockée à 4°C , en vue de l'amplification.

1.4 Amplification de l'ADN

Préalablement à l'amplification, l'ADN extrait a été dilué au 1/5. L'amplification a été faite par Polymerase Chain Reaction (PCR), en utilisant 21 marqueurs microsatellites issus des génomes du pêcher et de l'abricotier. Les amorces microsatellites ont été isolées et testées chez diverses espèces du genre *Prunus*. Ces amorces ont été choisies de façon à couvrir l'ensemble du génome de manière homogène, en s'appuyant sur la carte de référence *Prunus* (Aranzana et al., 2002 ; Bourguiba et al., 2010, 2012b ; Cipriani et al., 1999 ; Dirlewanger et al., 2002 ; Hagen et al., 2004 ; Testolin et al., 2000 ; Yamamoto et al., 2002). Quatre fluorochromes ont été utilisés pour marquer les amorces: VIC (vert), PET (rouge), FAM (bleu) et NED (jaune) ; un fluorochrome a été attribué à chacun des 25 marqueurs SSR. Le kit PCR utilisé est le Twelve Paq 10X PCR Buffer II, contenant l'ADN polymérase AmpliTaq Gold® (Applied Biosystem, Foster City, Californie).

Deux programmes d'amplification ont été utilisés et décrits par Lasnier (2014) (<http://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-00976659>) :

- Le programme « pêcher » a été utilisé pour 17 marqueurs. Chaque mélange PCR destiné à ce programme, d'un volume final de 6 µL, contient 10 ng d'ADN, 1 µL de tampon 10X, 0.2 µL de chaque dNTP (10mM), 0.6 µL de MgCl₂ (25mM), 0.10 µL d'amorce sens (1 µM), 0.10 µL d'amorce anti-sens (10 µM), 0.10 µL de fluorochrome (10 µM) et 0.10 µL d'AmpliTaq Gold. Le programme PCR « pêcher » consiste en une dénaturation pendant 10 min à 94 °C suivie par 14 cycles de : (1) 30 s à 94 °C, (2) 45 s à la température d'hybridation de 62 °C (cette température diminue de 0.5 °C par cycle) et (3) 1 min d'élongation à 72 °C. Suivent ensuite 25 cycles de : (1) 30 s à 94 °C, (2) 45 s à 50 °C et (3) 1 min à 72 °C, puis une étape finale d'élongation de 30 min à 72 °C. Après amplification les échantillons sont stockés à 4 °C.

- Le programme « abricotier » a été créé à partir du programme « pêcher » afin d'amplifier certains marqueurs (8) dont l'amplification n'était pas optimale avec le programme « pêcher ». Chaque mélange PCR destiné à ce programme, d'un volume final de 6 µL, contient 10 ng d'ADN, 1 µL de tampon 10X, 0.125 µL de chaque dNTP (10mM), 1.2 µL de MgCl₂ (25mM), 0.25 µL d'amorce sens (1 µM), 0.25 µL d'amorce anti-sens (10 µM), 0.25 µL de fluorochrome (10 µM) et 0.10 µL d'AmpliTaq Gold. Le profil d'amplification consiste en une dénaturation pendant 10 min à 94 °C, suivie par 10 cycles de : (1) 30 s à 94 °C, (2) 1 min à la température d'hybridation 61 °C (cette température diminue de 1 °C par cycle) et (3) 1 min d'élongation à 72 °C. Suivent ensuite 32 cycles de : (1) 30 s à 94 °C, (2) 1 min à 52 °C,

et (3) 1 min à 72 °C, puis une étape finale d'élongation de 10 min à 72 °C. Après l'amplification les échantillons sont stockés à 10 °C. Les réactions de PCR ont été effectuées avec les thermocycleurs GeneAmp PCR System 9700 et 9800 Fast Thermal Cyclers (Applied Biosystems, Foster City, Californie).

1.5 Analyse des produits PCR

Avant analyse par le séquenceur, 4 µL des produits PCR de chaque échantillon sont mélangés avec 5.8 µL de formamide (qui permet la rupture des liaisons hydrogènes entre les bases d'ADN) et 0.2 µL de marqueur de taille GeneScan 500 LIZ (Applied Biosystems). Quand cela est possible, les dépôts se font par multiplexage. Les échantillons obtenus sont ensuite soumis à migration par le séquenceur de gène capillaire 3730 DNA Analyzer.

Le logiciel Gene Mapper (Applied Biosystems, Foster City, Californie) permet l'analyse des données brutes obtenues et les assigne à des données biologiques : les allèles sont visualisés sous forme de pics.

2 Analyse de la texture des abricots

2.1 Mesure de la fermeté des abricots marocains

La fermeté de la chair des abricots a été évaluée en utilisant un Pénétrromètre électronique (Petrotest PNR 10) au Maroc (Figure 17a). Trois mesures de fermeté ont été réalisées par fruit correspondant aux trois zones tissulaires (pédoncule, équateur et pistil) (Figure 17b). Le pénétromètre est muni d'un cône qui pénètre en chute libre dans la chair sous l'action de son propre poids pendant une période déterminée (5 sec). Cette profondeur de pénétration, mesurée en 1/10 mm ou unités de pénétration (1UP=0.1 mm), constitue une grandeur objective de la consistance de la chair de l'abricot et correspond à la pression maximale. Elle est exprimée en Pa ($N.m^{-2}$).

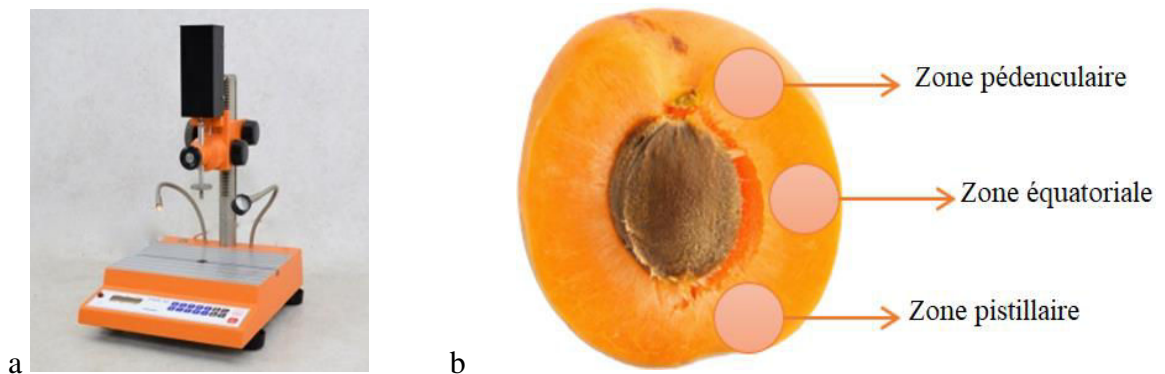


Figure 17: Pénétrromètre Petrotest PNR 10 (a) et les 3 zones tissulaires mesurées de la chair des abricots (b).

2.2 Préparation du matériel végétal pour les abricots français

2.2.1 Tri des fruits par compression

Afin d'obtenir des lots homogènes et comparables entre les variétés, 150 à 160 fruits par cultivar étaient récoltés dans des cagettes avec alvéoles numérotées. Dès réception au laboratoire, ils étaient triés en fonction de leur fermeté globale par application d'un test de compression. Le test de compression consiste à mesurer la pression (kPa) nécessaire pour comprimer le fruit de 3 % de sa hauteur équatoriale avec un embout plan de 5 cm de diamètre, à une vitesse de $10 \text{ cm}\cdot\text{min}^{-1}$, à l'aide d'un pénétromètre Pénélaup (Abbal et Planton, 1990) (Figure 18). Ce test enregistre également automatiquement le poids du fruit (le capteur de force du Pénélaup est une balance) et son diamètre équatorial.

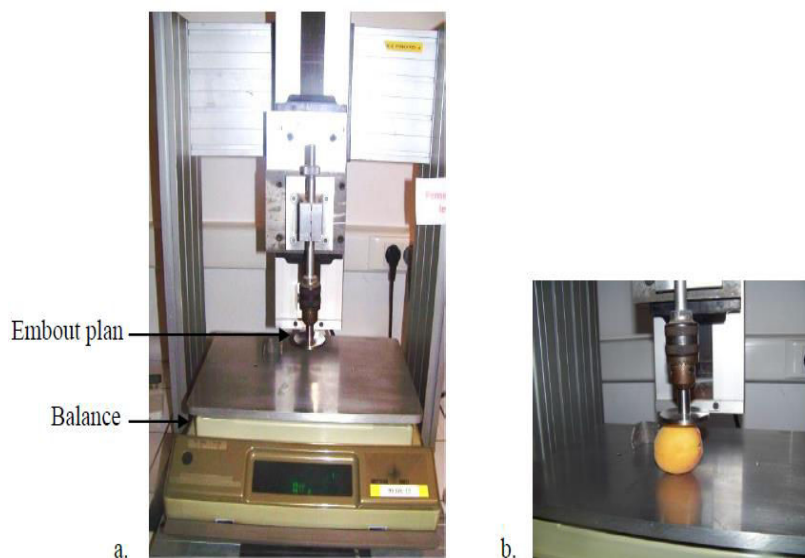


Figure 18: Pénélaup (a) utilisé pour le test de compression avec un embout plan (b)

Les fruits étaient classés par pression décroissante et répartis dans les différents lots en réduisant au maximum les écarts de pression (Figure 19).

Les 3 stades de maturité retenus étaient :

- R1 = $130 \text{ kPa} \pm 5 \text{ kPa}$ (commercial)
- R2 = $100 \text{ kPa} \pm 5 \text{ kPa}$ (mi-mûr)
- R3 = $70 \text{ kPa} \pm 5 \text{ kPa}$ (proche maturité de bouche)

Fruit	Pression						
113	190,12						
137	185,96						
118	164,35						
70	157,37						
13	149,49						
23	146,1						
31	142,1						
147	141,45						
146	137,09						
66	135,82						
28	133,76						
79	131,51						
155	131,27						
153	128,41						
149	128,39						
108	128,18	R1 = 129,759					
16	123,37						
53	122,87						
151	122,83						
2	122,52						
75	119,46						
62	118,91						
73	115,96						
159	115,69						
135	108,13						
8	106,06						
142	106,02						
				Lots			
			Frais	Cuisson 1	Cuisson 2		
148	105,73			R2C1-1			
160	105,03				R2C2-1		
140	105,03		R2T1				
61	103,99			R2C1-2			
27	103,57				R2C2-2		
88	102,93			R2C1-3			
107	102,68				R2C2-3		
74	102,54	R2=100,488	R2T2				100,49
59	102,14			R2C1-4		R2T	100,59
11	101,37				R2C2-4	R2C1	100,76
125	100,19			R2C1-5		R2C2	100,17
96	99,25				R2C2-5		
143	98,34		R2T3				
57	98,22			R2C1-6			
49	97,11				R2C2-6		
76	97,05			R2C1-7			
25	96,67				R2C2-7		
47	96,44		R2T4				
144	95,81			R2C1-8			
106	95,67				R2C2-8		
127	95,02						
87	94,23						
141	93,05						
112	75,92						
39	75,85						
157	75,8						
154	75,21						
20	75,07						
77	74,26						
38	74,23						
134	73,21	R3=72,5905					
58	73,03						
133	72,87						
123	72,31						
18	71,79						
86	71,76						
32	71,42						
6	70,23						
12	70,21						
35	69,98						
71	69,9						
91	69,64						
63	69,12						
100	68,26						
65	67,22						
52	67,15						

Figure 19: Protocole de tri des abricots en fonction de la pression décroissante (en kPa) pour obtenir 3 lots de maturités différentes (R1 commercial, R2 mi-mûr et R3 proche consommation) et 3 sous-lots pour chaque stade (T : frais, C1 et C2 : les deux cuissons)

En 2013 et 2014, nous avons travaillé sur des lots de 20 fruits par stade (R1, R2 et R3). Dans chacun des stades, les fruits étaient répartis à raison de 4 fruits pour les mesures de texture sur fruits frais (T) et 2 x 8 fruits pour les cuissons (C1 et C2). Les mesures de texture sur fruits cuits ont été réalisées sur 4 oreillons pour les poinçonnements et 4 pour le test de Kramer par cuisson. En 2015, 22 fruits par stade de maturité (R1 et R2) ont été sélectionnés pour chaque cultivar. Ils ont été subdivisés en 12 fruits pour la texture sur fruits frais (T) et 10 fruits pour les tests poinçonnement et Kramer après la cuisson (C). Après les mesures de texture, les fruits ou les lots de fruits étaient surgelés et stockés à -20 °C pour les analyses biochimiques.

2.2.2 Cuisson des fruits

La cuisson des oreillons suit un protocole établi à partir d'essais préliminaires conduits au CTCPA (Centre Technique de la Conservation des Produits Agricoles) et correspondant à un processus de cuisson proche de ce qu'utilisent les industriels (Figure 20).

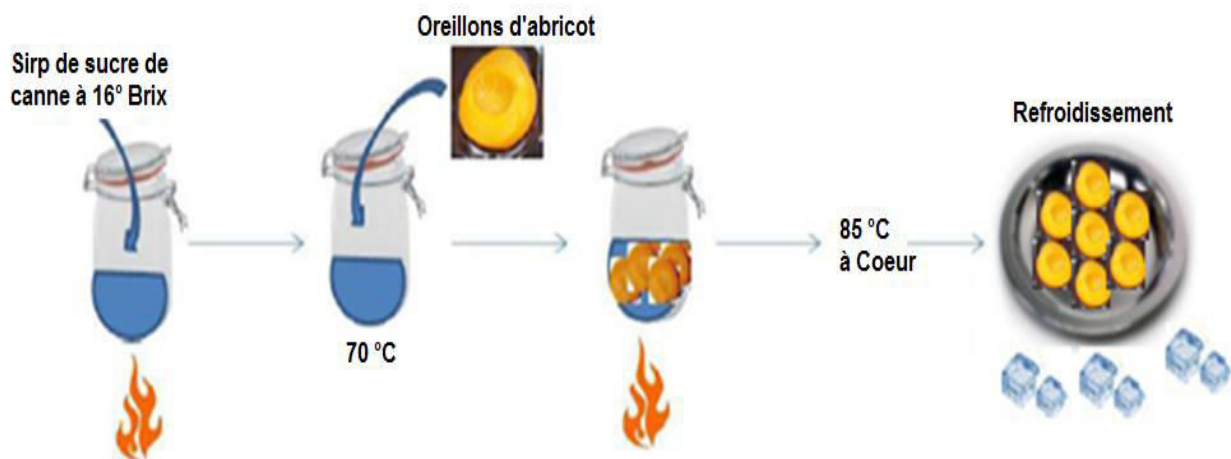


Figure 20: Protocole de cuisson des oreillons d'abricot

Les fruits sont cuits dans un sirop de sucre, préparé à partir d'un sirop de canne à sucre d'origine commerciale dilué à 16 °Brix. Par cuisson, 3 bocaux (un par stade de maturité) contenant de 350 à 500 mL de sirop de sucre (selon la taille des oreillons) sont disposés dans un bain-marie et chauffés jusqu'à une température du sirop de 70 °C.

Les oreillons d'abricot (1 oreillon par fruit) sont immergés dans le sirop de sucre et cuits jusqu'à 85 °C à cœur, contrôlé par une sonde thermique piquée dans un morceau d'oreillon placé en supplément. Les oreillons sont ensuite égouttés et disposés dans un plat en inox posé sur de la glace pour stopper la cuisson. Une fois refroidis, les oreillons peuvent être mesurés.

2.3 Mesure de la texture

2.3.1 Pénétrométrie

Le test de pénétrométrie a été utilisé pour l'étude plus fine de la texture de la chair des abricots frais et cuits en utilisant un texturomètre TA-Plus (Lloyd Instruments, Fareham, UK). Par oreillon, un quartier longitudinal d'une épaisseur de 15 mm environ est découpé. Sur chaque tranche, 1 poinçonnement est réalisé dans les 4 zones définies (Figure 21), déterminées grâce aux résultats antérieurs d'Ella Missang et al. (2011 et 2012) sur 9 zones et 9 variétés. Ainsi, 2 mesures sont effectuées dans la zone équatoriale (4 et 5) et 2 dans la zone pistillaire (7 et 8). Le texturomètre TA-Plus est muni d'un capteur de force de 50 N et d'un embout cylindrique plat de 2 mm. L'embout vient au contact de la tranche et pénètre de 9 mm dans la chair, à une vitesse de $10 \text{ cm} \cdot \text{min}^{-1}$. Les paramètres mesurés sont la force maximale (F_m en N), le déplacement jusqu'à la F_m (en mm), la force jusqu'au déplacement maximum (F_l en N), le travail jusqu'à la force maximale (W_m en J) et le travail jusqu'au déplacement limite (W_l en J).

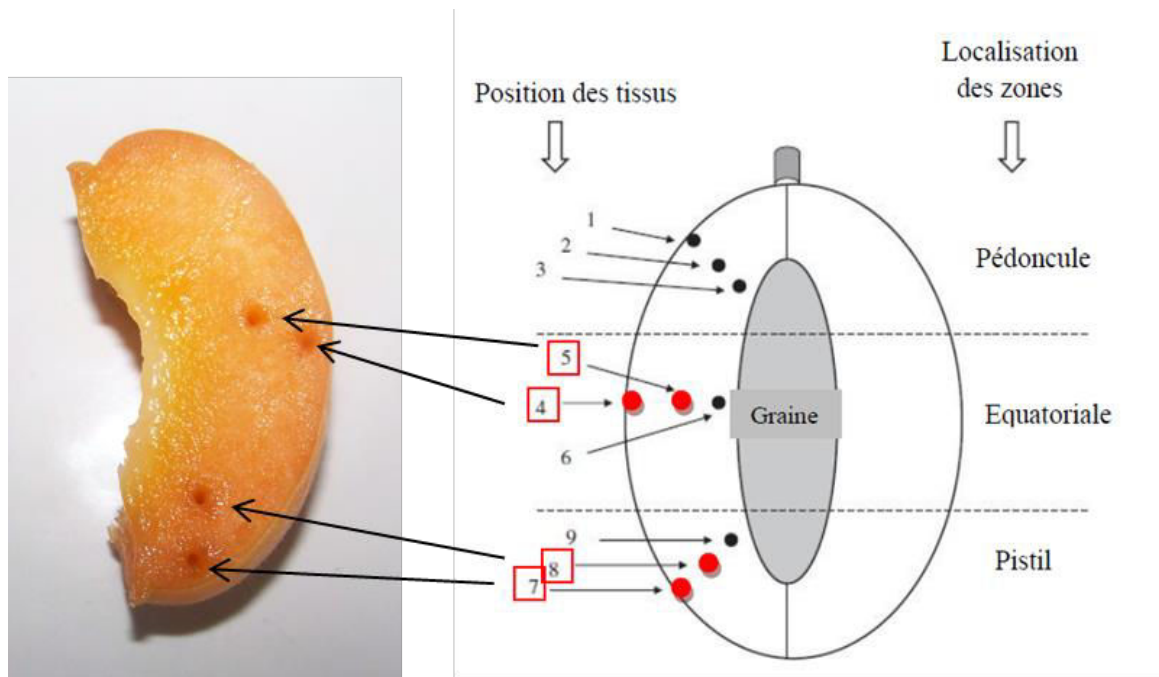


Figure 21: Test de poinçonnement : localisation des zones mesurées sur une tranche longitudinale de 15 mm d'épaisseur. 4 = zone équatoriale sous épidermique, 5 = zone équatoriale médiane, 7 = zone pistillaire sous épidermique et 8 = zone pistillaire médiane

2.3.2 Test de cisaillement (Kramer)

Ce test a été réalisé sur les oreillons d'abricots cuits, avec le texturomètre TaPlus, muni d'un capteur de force de 1000 N et d'une cellule de Kramer (Figure 22). Il permet d'évaluer la résistance d'un fruit au cisaillement et donc il s'apparente, d'un point de vue organoleptique, à l'énergie nécessaire à désintégrer un aliment lors de la mastication. Pour chaque lot, les oreillons sont découpés longitudinalement et les tranches (environ 100 g) sont disposées perpendiculairement aux lames de cisaillement. Le peigne, placé au-dessus de la cellule, est constitué de lamelles parallèles positionnées dans les rails de guidage de la cellule. Le peigne va descendre à une vitesse de $20 \text{ cm}\cdot\text{min}^{-1}$ jusqu'à ce que les oreillons soient totalement cisailés (déplacement de 63 mm). La force maximale (KFm en N), le travail jusqu'à la force maximale (KWm en J) et le travail total (KWI en J) sont déterminés et leurs valeurs relatives (rapportées à 100 g d'abricot) sont calculées.

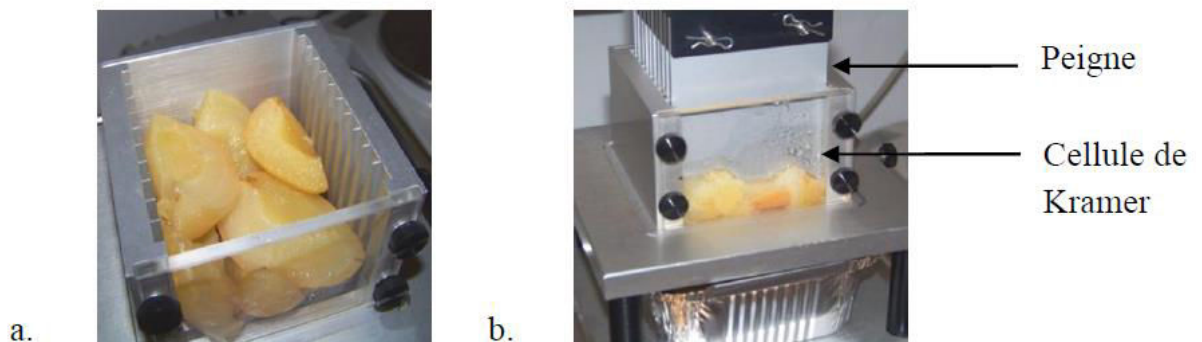


Figure 22: Test de cisaillement : Positionnement des oreillons recoupés dans la cellule de Kramer (a) et cisaillement par les lames parallèles (b)

Il avait été prévu de comparer les fruits cuits et frais avec ce test mais le capteur de force disponible ne permettait pas le cisaillement des fruits frais, même les plus mûrs (stade M3).

III Analyse biochimique des fruits

1 Réactifs et standards analytiques

L'eau ultrapure est obtenue à l'aide du désioniseur Milli-Q de Millipore alimenté par de l'eau permutée. La résistivité de l'eau désionisée est égale à 18,2 MΩ.cm-1. Les réactifs et les produits chimiques utilisés sont décrits dans le tableau 11.

Tableau 11. Réactifs et standards analytiques utilisés dans les analyses biochimiques des abricots

Réactifs et standards analytiques	Origine
Acide phosphorique pour HPLC (H ₃ PO ₄), phosphate de potassium monobasique (KH ₂ PO ₄), hydroxyde de sodium (NaOH), standards pour les acides malique et citrique	Sigma-Aldrich (St. Louis, MO, USA)
Acides standard quinique, ascorbique et fumarique	Fluka Chemical (USA)
Méthanol de qualité HPLC	Fisher Scientific, (Royaume-Uni)
Kits enzymatiques pour le dosage du D-glucose/fructose ref : E 0139106, du Dglucose ref : E 0716251, de l'acide L-malique ref : E 0139 068 et de l'acide citrique ref: E 0139076	R-Biopharm (Darmstadt, Allemagne)
Solvants (éthanol, hexane et acétone), standards des caroténoïdes (β-carotène, γ-carotène et β-cryptoxanthine)	Sigma-Aldrich (Sigma Aldrich, Stenheim, Allemagne)
Carbonate de sodium et le réactif de Folin Ciocalteu	Merck (Darmstadt, Allemagne)
Acide gallique et DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle)	Sigma-Aldrich (St. Louis, MO, USA)
Tampon d'acétate	Riedel-de Haen (Allemagne)
TPTZ (2,4,6-tripyrindyl-s-triazine) et la solution de FeCl ₃ .6H ₂ O	Fluka Chemicals (Suisse)
Acétonitrile de qualité HPLC ET acide acétique	Fischer Scientific (Pittsburgh, PA, USA)
Méthanol de qualité HPLC	VWR international (Fontenay-sous-bois, France)
Toluène-α-thiol	Merck™ (Merck™, Darmstadt, Allemagne)
Acide formique pureté 98-100%	Sigma-Aldrich (Sigma Aldrich, Stenheim, Allemagne)
Acide 3-O-caféoylquinique, quercétine-3-O-glycoside, quercétine-3-O-rutinoside, cyanidine-3-O-glucoside et cyanidine-3-O-rutinoside	Extrasynthèse (Lyon, France)
Acide 5-O-caféoylquinique, (+)-catéchine et (-)-épicatéchine	Sigma-Aldrich (Darmstadt, Germany)
Acide sulfurique et phénol	Merck (Darmstadt, Allemagne)
Hydroxyde de potassium, anhydride acétique, acide galacturonique, glucose et l'inositol	Sigma-Aldrich (Deisenhofen, Allemagne)
Sucres standards : arabinose, fucose, galactose, xylose et mannose	Fluka (Buchs, Suisse).
Grade acétonitrile de qualité HPLC	VWR International (Radnor, USA)
Ethanol, hexane et acétone	Fisher Scientific (Strasbourg, France)
Standard CD3OH pour le méthanol	Merck™ (Darmstadt, Allemagne).
Tampon phosphate, tampon borate, tampon citrate, NaCl, p-nitrophényl-β-D-galactopyranoside, p-nitrophénol et la pectine de pomme	Sigma-Aldrich (Darmstadt, Germany)
Triton X-100 et Polyvinylpyrrolidone (PVPP)	Sigma-Aldrich, Saint-Quentin-Fallavier, France

2 Acides organiques et sucres

2.1 Indice Réfractométrique, pH et Acidité Titrable

L'indice réfractométrique (IR) en degré Brix représente la teneur en matières sèches solubles (TSS) d'un fruit. La mesure a été réalisée à l'aide d'un réfractomètre automatique (RFM 800 series, Bellingham & Stanley) qui utilise la propriété physique d'une solution sucrée à dévier la lumière. Le zéro est effectué en déposant de l'eau permutée sur la lentille optique, avant de déposer quelques gouttes de broyat.

Les mesures de pH et d'acidité titrable (AT) ont été réalisées à l'aide d'un pH-mètre (WTW inoLab pH mètre). L'acidité titrable est obtenue par titration de 20 mL d'aliquote du broyat par de la soude 0,1 N jusqu'à pH 8,1. Les résultats sont exprimés en pourcentage d'acide malique. L'indice de maturité ($IM = TSS / AT$) a été utilisé comme un indicateur de la qualité gustative des fruits (Polat et Caliskan, 2008), dans le cadre de la sélection de cultivars.

2.2 Analyse des acides organiques

La chromatographie en phase liquide à haute performance (HPLC) a été utilisée pour quantifier les acides organiques majoritaires dans les abricots. Ils ont été extraits avec de l'eau selon la méthode d'Hernandez et al. (2009) ; 10 g du broyat du fruit d'abricots ont été dilués dans 40 mL d'eau désionisée et clarifiés par centrifugation à 10000 g pendant 15 minutes. L'extrait a ensuite été filtré à travers un filtre à membrane de 0,45 μm et le filtrat a été utilisé pour l'analyse HPLC des acides organiques.

Les acides organiques ont été quantifiés de façon isocratique selon le protocole de Poyrazoglu et al. (2002), avec quelques modifications.

La séparation des acides organiques a été effectuée en utilisant une colonne Discovery® C18 (25 cm x 4,6 mm, 5 μ) éluée à 35 °C en utilisant un tampon phosphate 25 mM KH_2PO_4 / méthanol (99,9: 0,1) (pH 2,4 ajusté avec H_3PO_4) à un débit de 1 mL.min⁻¹. La longueur d'onde de détection est 210 nm en utilisant le détecteur Intelligent Uv / Vis Jasco UV-975. Les concentrations ont été exprimées en g kg⁻¹ de poids frais (PF).

2.3 Analyse enzymatique des sucres et des acides organiques

Les différents sucres (glucose, fructose et saccharose) et les acides organiques majeurs (acides malique et citrique) ont été déterminés par des dosages enzymatiques (Roche, Mannheim, Allemagne) à l'aide d'un analyseur multiparamètres microplaque SAFAS FLX-Xenius XM (SAFAS, Monaco) équipé d'un dispositif d'injection automatique SAFAS.

Pour chaque réplicat, 10 g d'abricot congelé broyé ont été pesés, auxquels on a ajouté 40 ml

d'eau distillée. La préparation est homogénéisée et centrifugée pendant 10 min à température ambiante à 2250 g (multifonction CR3I, Thermo Fisher Scientific, Illkirch, France). Le surnageant est récupéré après filtration sur étamine. Le surnageant a été dilué pour correspondre à la gamme de concentration des kits enzymatiques. Après dilution, l'échantillon est à nouveau centrifugé et prêt pour l'analyse.

Pour les sucres, la formation de NADPH ou NADH au cours des diverses réactions enzymatiques est proportionnelle à la quantité de D-glucose, présent au départ dans le fruit et est mesurée à 340 nm et les résultats sont exprimés en g kg⁻¹ PF. Tandis que les résultats des acides organiques ont été exprimés en g kg⁻¹ PF.

3 Couleur, Chlorophylles et Caroténoïdes

3.1 Mesure de la couleur

La couleur de la peau a été mesurée avec un chromamètre Minolta (CM-300, Minolta, Ramsey, NJ) et exprimée dans l'espace colorimétrique L*a*b* (CIE, 1976). Après la calibration de l'appareil à l'aide d'une plaque blanche, le fruit est positionné au contact de la fenêtre de mesure ; le chromamètre émet un flash de lumière blanche et la lumière réfléchie est mesurée. Pour chaque fruit, 2 mesures sont effectuées : la couleur de fond (couleur de base du fruit, la plus claire) et la couleur de surimpression (ponctuation ou zone de couleur rouge foncé). La saturation C* ($C^* = (a^2 + b^2)^{1/2}$) et l'angle de teinte h ($h = \tan^{-1} (b^*/a^*)$) ont été calculées automatiquement et utilisées dans l'évaluation colorimétrique.

3.2 Analyse des pigments

Après la mesure de la couleur, les fruits (épiderme + chair) ont été coupés en petits morceaux avant d'être broyés et congelés dans de l'azote liquide et stockés à -40°C jusqu'à l'analyse. L'extraction des chlorophylles a été réalisée selon la méthode de De-Kok et Graham (1989) avec quelques modifications : 5 g du broyat ont été homogénéisés dans 20 mL d'acétone (80%) pendant 5 min. L'homogénat a été centrifugé (10 min, 7000 g, 4 °C). L'absorbance (A) du surnageant a été mesurée à 663 nm et à 645 nm pour les chlorophylles a et b respectivement à l'aide d'un spectrophotomètre Spectrophotomètre (UV/Visible 6850, Paris, France).

Pour calculer les concentrations, nous avons utilisé les équations standards (Arnon, 1949 ; Lichtenthaler and Buschmann, 2001) suivantes :

$$- \text{Chl-a} = 12.72(A_{663}) - 2.69(A_{645})$$

- Chl-b = $22.9(A_{645}) - 4.68(A_{663})$
- Total Chl = $20.2(A_{645}) + 8.02(A_{663})$

Les concentrations en chlorophylles ont été exprimées en $\mu\text{g} \cdot 100 \text{ g}^{-1} \text{ PF}$.

Pour l'analyse des caroténoïdes, 1 g de chaque échantillon d'abricot a été homogénéisé dans une solution 1/1/2 d'éthanol / acétone / n-hexane à l'aide d'un pilon et d'un mortier. Le mélange a ensuite été bien agité, l'extrait a été laissé au repos pendant environ 30 minutes et l'absorbance de la couche supérieure d'hexane a été mesurée par un spectrophotomètre (UV/Visible 6850, Paris, France) à 450 nm pour l'analyse totale des caroténoïdes selon la méthode de Kuti (2004). La teneur en caroténoïdes totaux a été calculée en utilisant un coefficient d'extinction de β -carotène $E_{1\%}^{1\text{cm}} = 2592$ et les résultats sont exprimés en $\mu\text{g} \beta$ -carotène $\text{g}^{-1} \text{ PF}$ (Kuti, 2004).

La phase d'hexane a été séchée et évaporée à 30 °C sous vide partiel jusqu'à obtention d'un résidu sec. Le résidu a été dissous dans 5 mL d'acétone et l'extrait ainsi obtenu a été analysé par HPLC selon la méthode de Grimplet (2004) avec quelques modifications. Des aliquotes de 20 μL ont été analysés en utilisant un système HPLC Agilent série 1100 (Shimadzu, Tokyo, Japon), équipé d'une colonne Eurospher II 100-5 C18 (250 x 4,6 mm) protégée avec une pré-colonne contenant la même phase stationnaire et un détecteur UV-vis à barrette de photodiodes PDA (Shimadzu, Tokyo, Japon). L'élution a été effectuée à un débit de solvant de $1 \text{ mL} \cdot \text{min}^{-1}$ et les données ont été acquises à 450 nm. Les phases mobiles étaient constituées à la fois d'eau qualité HPLC (A) et d'acétone (B). La quantification des composés individuels majoritaires (β -carotène, β -cryptoxanthine et γ -carotène) a été effectuée sur la base des spectres UV-vis. Les concentrations en caroténoïdes des clones d'abricot ont été calculées par comparaison des valeurs des aires du pic à 450 nm avec celles de solutions étalons de référence et exprimées en $\mu\text{g} \cdot 100 \text{ g}^{-1}$ du poids frais. L'activité de la Provitamine A a été calculée, selon l'étude de Ruiz et al. (2005), en utilisant l'équation suivante :

$$\text{Provitamine A mg } 100 \text{ g}^{-1} \text{ PF} = (166,7 * \text{mg de } \beta\text{-carotène} + 83,3 * \text{mg de } \beta\text{-cryptoxanthine}) 100 \text{ g}^{-1} \text{ PF}$$

4 Composés phénoliques et activité antioxydante

4.1 Activité antioxydante

4.1.1 Préparation des extraits

Cinq grammes d'abricots frais broyés de chaque échantillon ont été homogénéisés et dilués avec 30 mL du méthanol à 80 % puis clarifiés par centrifugation à 10 000 g pendant 15

minutes. Pour chaque clone, les deux extraits par stade de maturité ont été combinés et filtrés à travers du papier filtre Whatmann n° 42 suivis d'une centrifugation à 4 °C pendant 20 minutes à 23447 g. Les surnageants ainsi recueillis ont été conservés à 4 °C jusqu'à leur utilisation ultérieure.

4.1.2 Activité de piégeage des radicaux DPPH

L'activité de piégeage des radicaux DPPH (2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl) des extraits a été mesurée selon la méthode de Brand-Williams et al. (1995) avec quelques modifications. Dix millilitres de l'extrait ont été mélangés avec 2 ml d'une solution de DPPH 60 mM dans l'éthanol. Le mélange a été agité vigoureusement et maintenu dans l'obscurité à température ambiante pendant 30 minutes, puis l'absorbance a été mesurée à 517 nm avec un spectrophotomètre UV-visible (UV-6300PC, VWR, Paris). La gamme de concentrations étudiées était de 0,5 à 7,0 mg m⁻¹. La valeur EC₅₀ (DPPH), qui représente la concentration de l'extrait qui donne une réduction de 50 % de l'absorbance de la DPPH, a été déterminée par régression linéaire de l'absorbance en fonction de la concentration.

4.1.3 Puissance de réduction ferrique (FRAP)

Le pouvoir réducteur des extraits a été déterminé en évaluant la transformation de Fe³⁺ - Fe²⁺ selon la méthode d'Oyaizu et al. (1986). La valeur EC₅₀ (RP), qui représente la concentration d'extrait à laquelle l'absorbance est de 0,5 pour le pouvoir réducteur, a été obtenue par régression linéaire de l'absorbance à 700 nm comme dans le cas de l'activité de piégeage des radicaux DPPH.

4.2 Analyse des composés phénoliques

4.2.1 Polyphénols totaux

La teneur en composés phénoliques totaux a été déterminée sur les extraits d'abricots préparés pour les activités antioxydantes, en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu (transfert d'électrons) selon la méthode de Spanos et Wrolstad (1990), avec quelques modifications. A 50 µL de chaque échantillon (trois répétitions), 2,5 mL d'une solution à 1/10 de réactif de Folin-Ciocalteu et 2 mL de Na₂CO₃ (75 g L⁻¹) sont ajoutés et le mélange est incubé à 45 °C pendant 15 minutes. L'absorbance de tous les échantillons a été mesurée à 765 nm en utilisant un spectrophotomètre UV-visible (UV-6300PC, VWR, Paris). Les résultats ont été exprimés en milligrammes d'équivalent acide gallique par kilogramme de poids frais (mg kg⁻¹ PF).

4.2.2 Thioacidolyse et extraction

La thiololyse ou thioacidolyse (Thompson et al., 1972) est une réaction chimique qui s'applique de manière spécifique aux proanthocyanidols. Les liaisons interflavanes des procyanidols sont rompues en milieu acide entraînant la formation de 4-flavanyl-carbocations à partir des unités d'extension tandis que les unités terminales des polymères sont libérées sous leurs formes flavan-3-ols. Les 4-flavanyl-carbocations sont des intermédiaires instables qui sont piégés par un réactif nucléophile, le toluène- α -thiol, pour former des dérivés 4-benzyl-thioéther de flavan-3-ols. La réaction de thiololyse s'effectue sur des substrats lyophilisés et en milieu anhydre, la présence d'eau dans le milieu réactionnel conduisant à des réactions parasites et à la formation de phlobaphènes.

La thioacidolyse a été réalisée comme décrit dans les études de Guyot et al. (2001) et Le Bourvellec et al. (2011) avec une modification de la quantité de l'échantillon. 150 mg de poudre d'abricot lyophilisée sont pesés dans un tube Eppendorf et additionnés de 400 μ L de méthanol acidifié par HCL 0,4 N et 800 μ l de toluène- α -thiol à 5% (v/v) dans du méthanol anhydre. Le tube est scellé, agité, puis porté à 40 °C pendant 30 minutes, avec une agitation toutes les 10 minutes. La réaction de thiololyse est arrêtée par abaissement de la température dans de la glace pilée aussitôt après incubation puis le mélange réactionnel est filtré à 0,45 μ m (Phenomenex, Torrance, USA) et injecté en HPLC extemporanément.

Afin de faire la distinction entre les monomères de flavan-3-ols natifs et les monomères de flavan-3-ols provenant des unités terminales des procyanidols, un extrait «brut» sans thiololyse a été réalisée comme décrit par Guyot et al. (2001) et Le Bourvellec et al. (2011). A 150 mg de poudre d'abricot lyophilisée sont ajoutés 1200 μ L de méthanol acidifié à 1 % d'acide acétique glacial. Le tube est fermé hermétiquement, agité au vortex et placé dans un bain à ultrasons avec de la glace pendant 15 minutes. Après filtration (PTFE, 0,45 μ m), l'extrait est directement injecté (20 μ L) dans le système HPLC.

4.2.3 Analyse des polyphénols par UFLC-DAD

Les analyses ont été effectuées à l'aide d'un système de chromatographie en phase liquide ultrarapide Shimadzu (Kyoto, Japon) comprenant deux pompes LC-20AD Prominence chromatographe liquide UFLC, un dégazeur DGU-20A5 Prominence, un auto-échantillonneur SIL-20ACHT Prominence, un four à colonne CTO-20AC, un détecteur de barrettes de diodes SPD-M20A Prominence, un module de communication CBM-20A Prominence et contrôlé par

un logiciel LC Solution (Shimadzu, Kyoto, Japon). Les séparations ont été réalisées dans les mêmes conditions que Le Bourvellec et al. (2011). Les composés individuels ont été quantifiés en mg.kg⁻¹ PF par comparaison avec des étalons externes :

- à 280 nm pour la (+) - catéchine, (-) - épicatechine, (-) - épicatechine benzylthioéther (quantifiée en (-) - épicatechine);
- à 320 nm pour l'acide 3-*O*-caféoylquinique et l'acide 5-*O*-caféoylquinique, et leurs dérivés méthylés obtenus lors de la réaction de thioacidolyse quantifiés en leurs équivalents non méthylés respectifs (quantifiés en acide 5-*O*-caféoylquinique);
- à 350 nm pour les quercétine-3-*O*-glycosides (quantifiés en tant que quercétine) ;
- à 540 nm pour les glycosides de cyanidine (quantifiés en tant que cyanidine-3-*O*-glucoside).

Le degré de polymérisation (DP) des procyanidines a été calculé comme le rapport molaire de toutes les unités de flavan-3-ol (adduits de thioéther plus unités terminales) à la (-) - épicatechine et à la (+) - catéchine correspondant aux unités terminales.

$$\overline{DP} = \frac{([Cat_t] - [Cat_m]) + ([Epi_t] - [Epi_m]) + [EpiSR]}{([Cat_t] - [Cat_m]) + ([Epi_t] - [Epi_m])}$$

Avec :

- [Cat t] = Concentration en (+)-catéchine totale (monomère et unité terminale),
- [Cat m] = Concentration en (+)-catéchine (monomère et unité terminale),
- [Epi t] = Concentration en (-)-épicatechine totale (sans thioolyse, monomère),
- [Epi m] = Concentration en (-)-épicatechine (sans thioolyse, monomère),
- [EpiSR] = Concentration en (-)-épicatechine thioéther (unité intermédiaire).

5 Paroi cellulaire et activités enzymatiques

5.1 Analyse de la composition de la paroi cellulaire

5.1.1 Isolation et extraction des parois cellulaires

Les matériaux de la paroi cellulaire ont été préparés sous la forme de solides insolubles dans l'alcool (AIS) provenant des différentes zones tissulaires selon les méthodes de Renard et al. (1990) et Renard (2005).

Les morceaux d'abricots congelés à -80 °C, ont été broyées dans de l'azote liquide (broyeur A11 analytique basique, Ika, Staufen, Allemagne). Pour isoler les parois, environ 500 mg de poudre d'abricot sont mis en suspension dans 100 mL d'éthanol à 70 %. La suspension est vigoureusement mélangée et stabilisée à température ambiante pendant 1 heure puis filtrée avec un système utilisant une colonne spécifique (colonne SPE vide de 75 mL (Interchim) équipée d'un fritté de 20 µm) et un système de vide Restek (Restek Corporation, Bellefonte, PA, USA). Le substrat est repris dans de l'alcool à 70 %. Les lavages à l'éthanol sont poursuivis jusqu'à l'absence de sucres, vérifiée par une réaction négative au test au phénol sulfurique (Dubois et al., 1956). Dans un tube à essai, 25 µL d'extrait sont additionnés à 0,5 mL de phénol (5 %) et à 1,5 mL de solution d'acide sulfurique concentrée (H₂SO₄). Le mélange est chauffé au bain marie à 100 °C pendant 5 mn puis refroidis dans la glace fondante. L'absence d'une coloration rose-marron indique que le test est négatif.

Les échantillons sont ensuite lavés deux fois avec un mélange acétone: eau: acide acétique (v/v/v 60:39:1) pour extraire les polyphénols (Guyot et al., 1998), puis deux fois avec de l'acétone (v/v 80:20), puis avec de l'acétone pure jusqu'à la décoloration du substrat (AIS). Le résidu est séché à 40 °C pendant une nuit et pesé.

5.1.2 Analyse des polysaccharides pariétaux

Les sucres neutres ont été analysés sous forme d'acétates d'alditol après hydrolyse acide avec 2 procédures. Pour les parois cellulaires, environ 10 mg d'AIS ont été soumis à préhydrolyse avec 250 µL d'acide sulfurique à 72 % pendant 1 h à température ambiante (Saeman et al., 1954), puis dilué à 1 M d'acide sulfurique par addition d'eau et d'étalon interne (inositol). Pour les extraits pectiques, aucune préhydrolyse n'a été réalisée, les échantillons (10 mg) ont été dissous dans l'acide sulfurique (1 M) avec étalon interne. Tous les échantillons ont été placés dans un four à 100 °C pendant 3 h pour l'hydrolyse. Après hydrolyse, ils ont été dérivés en acétates d'alditols volatils (Englyst et al., 1982).

L'analyse a été réalisée à l'aide d'un chromatographe en phase gazeuse à ionisation de flamme (GC-FID HP 5890 série II, Agilent, Palo Alto, CA) contenant une colonne capillaire DB225-MS (30 m x 0,25 mm avec une épaisseur de film de 0,25 µm, Agilent). Les conditions étaient les suivantes : injecteur à 250 °C en mode divisé (rapport 1:25), gaz vecteur hydrogène (1,3 mL min⁻¹) et four à 215 °C (isotherme). Les oses neutres ont été exprimés en mg g⁻¹ AIS.

Les acides uroniques ont été mesurés, après hydrolyse acide par la procédure de Saeman

et al. (1954) décrite précédemment, suivant Blumenkrantz et Asboe-Hansen (1973) par le dosage du métagydroxydiphényle en spectrophotométrie (V-530 Jasco, Tokyo, Japan). Sous l'action de H₂SO₄ concentré à chaud, les polysaccharides sont hydrolysés en oses neutres et en acides galacturoniques. Les monomères acides libérés sont déshydratés en dérivés furfuriques qui forment avec le métagydroxydiphényle (MHDP) un complexe rose présentant un maximum d'absorption à 520 nm. La réaction est spécifique, les oses neutres ne formant pas de complexe avec le MHDP. Les acides uroniques sont mesurés sous forme anhydro (AUA) par rapport à un standard d'acide galacturonique et ils sont exprimés en mg g⁻¹ AIS.

Le méthanol a été déterminé dans les AIS selon la méthode décrite par Renard et Ginies (2009) en utilisant la technique de dilution par un isotope stable après une saponification des pectines. Des échantillons de 10 mg ont été dissous ou mis en suspension dans 4 mL d'eau distillée puis saponifiée par addition de 1 mL de KOH (1 M) contenant du CD₃OH (7 μmol mL⁻¹) comme étalon interne et incubation pendant 2 h à température ambiante. La courbe d'étalonnage a été préparée avec du méthanol dans la plage de 0,6-6 μmol mL⁻¹ avec CD₃OH comme étalon interne à 1,4 μmol mL⁻¹. Le chromatographe utilisé était un GC-MS QP2010 (Shimadzu, Tokyo, Japon) avec une colonne capillaire Cp_wax_52cb 30 m * 0,32 mm * 0,5 μm (Varian, Inc, Palo Alto, États-Unis) équipé d'un échantillonneur automatique AOC5000.

Le flacon scellé a été placé à 50 °C pendant 15 min, puis 0,5 ml de l'espace de tête a été injecté en mode split (ratio 1:10). Les conditions du GC étaient : l'hélium comme gaz porteur à 45 cm.s⁻¹, température du four isotherme à 40 °C. Les conditions du détecteur de masse étaient : mode d'ionisation à impact électronique (70 eV), température de la source à 200°C et les données ont été recueillies en utilisant un SIM pour sélectionner les ions (m / z 31 ; 32 ; 35) à 5 balayages par seconde. Les concentrations du méthanol ont été calculées en traçant le rapport de la surface du pic pour les paires d'ions (m / z 31/35) sur la gamme de rapports des concentrations (CH₃OH / CD₃OH). Le degré de méthylation (DM) a été calculé comme le ratio molaire (pourcentage) du méthanol à l'acide uronique. Le méthanol a été exprimé en mg g⁻¹ AIS.

5.2 Analyse de l'activité enzymatique de la paroi cellulaire

5.2.1 Détermination de l'activité de la pectine méthylestérase

Les activités de la pectine-méthylestérase (PME) ont été déterminées par la méthode de Ribas-Agustí et al. (2017) avec des modifications mineures. A 1g de poudre d'abricot a été ajouté 1 mL de tampon phosphate 0.2 mol L^{-1} à pH 7, contenant du NaCl à 1 mol L^{-1} . Le mélange a été agité pendant 2 heures à $4 \text{ }^{\circ}\text{C}$ et centrifugé pendant 30 minutes à $16\,000 \text{ g}$ et $4 \text{ }^{\circ}\text{C}$ pour obtenir l'extrait brut de la PME (surnageant clair). Une aliquote de l'extrait ($250 \text{ }\mu\text{L}$) a été ajoutée à $3,5 \text{ g L}^{-1}$ de la solution de pectine de pomme (estérification à 70-75%, Sigma-Aldrich) et de NaCl $0,12 \text{ mol L}^{-1}$. Le mélange a été maintenu pendant 30 minutes à pH 7 et à $35 \text{ }^{\circ}\text{C}$ sous agitation dans un titreur de pH automatique (Metrohm, Herisau, Suisse) (Figure 23). Les groupes carboxyliques libérés par déstérification des groupes méthyle de la pectine ont été mesurés par titrage avec du NaOH à $0,1 \text{ mol L}^{-1}$. La quantité de groupes carboxyliques libérés a été utilisée pour définir l'activité de la PME et exprimée en nkat g^{-1} de poids frais.

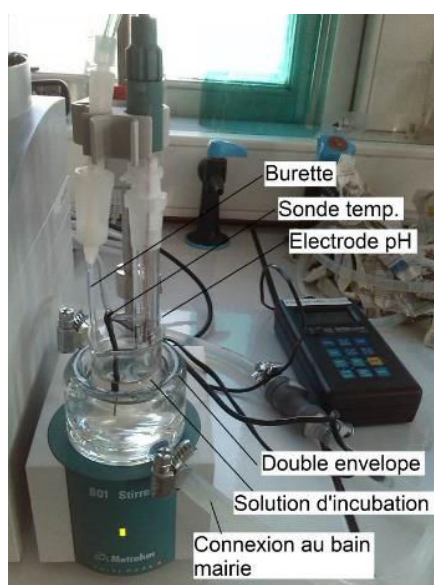


Figure 23: Titreur Métrohm type Binkmann 716 (DMS Trinitro avec le logiciel version 3.0) utilisé pour mesurer l'activité de la PME (PectinMéthylEstérase)

5.2.2 Détermination de l'activité de la β -galactosidase

Les activités de la β -galactosidase ont été mesurées comme décrit par Ribas-Agustí et al. (2017) avec quelques modifications. L'enzyme a été extraite à partir d'1 g de poudre d'abricot avec 1 mL de tampon borate ($0,1 \text{ mol l}^{-1}$) à pH 9, contenant du NaCl ($1,2 \text{ mol L}^{-1}$), 10 mL.L^{-1} de Triton X-100 et 10 g L^{-1} de PVPP. Pour extraire la β -galactosidase (surnageant

clair), le mélange a été agité pendant 2 heures à 4 °C et centrifugé pendant 30 minutes à 16 000 g et 4 °C.

Les incubations ont été effectuées dans un spectrophotomètre microplaques (FLX-Xenius, Safas, Monaco), à 37 °C pendant 60 min. Nous avons utilisé 1 mmol L⁻¹ de p-nitrophényl-β-D-galactopyranoside (Sigma-Aldrich) dans 50 mmol L⁻¹ de tampon citrate (pH 4,4) comme substrat. Une aliquote des extraits (10 μL) a été ajoutée à 190 μL de substrat et l'absorbance a été enregistrée à 400 nm toutes les minutes pour mesurer la libération de nitrophénol. Le taux de libération de nitrophénol à partir des glycosides, à pH 4,4 et à 37 °C, a été utilisé pour définir les activités glycosidases. La quantification a été effectuée en utilisant une courbe étalon de p-nitrophénol à une plage de 0,4 à 1,6 mmol L⁻¹ (Sigma-Aldrich). L'activité de la β-galactosidase a été exprimée en nkat g⁻¹ de poids frais.

6 Analyse sensorielle

6.1 Préparation des fruits

L'analyse sensorielle a été réalisée sur les fruits des 10 clones d'abricots, récoltés en 2015. Tous les clones utilisés ont été récoltés à deux stades de maturité (M1 : commercialement mûr et M2 : consommation mûre). L'analyse sensorielle a été effectuée immédiatement après la préparation des lots, 5 fruits par stade de maturité par clone présenté aux panélistes.

6.2 Protocole expérimental

L'analyse sensorielle a été réalisée sur les fruits des 10 clones d'abricots à 2 stades de maturité, selon la norme ISO 11035 (2009). La procédure de formation des panels, incluant les descripteurs sensoriels et les échelles de mesures, a été effectuée suivant les étapes décrites par Urdapilleta et al. (2001). Les descripteurs sensoriels (Tableau 12) consistent en une liste de 4 attributs et de 17 descripteurs concernant l'apparence, l'odeur, la saveur et la texture des fruits, évalués sur une échelle linéaire d'intensité allant de 0 à 10 (0 = intensité extrêmement faible, 5 = intensité moyenne et 10 = intensité extrêmement élevée). Le choix des attributs sensoriels, tels que visuel, tactile, olfactif et gustatif, de la qualité des abricots a été faite selon des descripteurs rapportés dans des études précédentes (Christen et al. 2011, Dolenc-Sturm et al., 1999).

Pour mettre en place le jury d'experts, des séances d'entraînement ont été menées. La procédure d'entraînement du panel, comprenant le choix des descripteurs et des échelles et l'entraînement proprement dit, a respecté les étapes proposées par Urdapilleta et al. (2001). Le panel d'experts était constitué de huit personnes (3 femmes et 5 hommes), de 27 à 55 ans et spécialistes dans les analyses des fruits. Les analyses sensorielles ont été effectuées le jour des récoltes, les fruits entiers étant triés, nettoyés et préparés. Lors de chaque session, deux clones étaient évalués par tout le panel à raison de 5 fruits par stade de maturité et par personne. L'ordre de présentation des échantillons était le même pour l'ensemble du panel. Toutes les séances ont été réalisées dans la salle d'analyse sensorielle du Laboratoire de Technologie Alimentaire et de Qualité de l'INRA-Marrakech, établie conformément aux lignes directrices générales pour les lieux d'évaluation sensorielle, ISO 8589 : 2007.

Tableau 12. Attributs sensoriels des abricots évalués par les panélistes

Attributs	Descripteurs	Attributs	Descripteurs
Couleur	Clarté Couleur de surimpression Couleur de la chair	Odeur / Saveur	Odeur herbacée Saveur d'abricot Saveur fruitée Saveur florale
Texture	Dureté Dureté de la peau Croquant Flesh cohesion Jutosité	Goût	Sucrosité Acidité Amertume Astringence Persistance de l'acidité

IV Analyses statistiques des données

Les jeux de données issus de l'analyse de la diversité génétique et ceux issus de la caractérisation des fruits ont été traités indépendamment. Les méthodes statistiques mobilisées reposent principalement sur des analyses descriptives, multivariées, AMOVA, ANOVA, PCA et des analyses de classification.

1 Analyse des données de la diversité génétique

Le polymorphisme issu du génotypage a été analysé en utilisant :

- Le contenu d'information polymorphique (PIC): $PIC_i = 2f_i(1-f_i)$ décrit par Roldan-Ruiz et al. (2000). PIC_i représente le contenu informationnel polymorphe du marqueur i , où f_i est la

fréquence des bandes de marqueurs qui étaient présentes et $1-f_i$ est la fréquence des bandes de marqueurs qui étaient absentes.

- Le nombre total des allèles (N_a), le nombre de génotypes (N_g), l'hétérozygotie observé (H_o) et attendue (H_e) (Nei, 1978), l'indice de diversité de Shannon (I) et le flux génétique (N_m) (McDermott et McDonald, 1993) ont été déterminés pour chaque locus en utilisant le logiciel GenALEx 6.5 (Peakall et Smouse 2006, 2012).

- Les statistiques F de Wright ont été estimées selon la formule de Weir et Cockerham (1984) en utilisant le logiciel POPGENE v1.32 (Yeh et al., 1999). F_{is} représente la déviation de Hardy-Weinberg dans les groupes et F_{st} mesure la fixation des allèles différents dans différents groupes.

L'analyse de la variance moléculaire (AMOVA) (Peakall et Smouse 2006 et Excoffier et al., 1992) a été réalisée avec GenALEx (v 6.5). La distribution du génotype et les dendrogrammes basés sur la matrice de distance génétique ont été construits avec le logiciel MEGA6 (Tamura et al., 2013) avec le modèle 'likelihood' de composite maximum et la méthode d'assemblage voisin (Neighbor-joining). L'analyse en coordonnées principales (PCoA) a été réalisée sur une matrice de covariance à l'aide de GenALEx (v 6.5). La structure de la population a été déterminée à l'aide du logiciel STRUCTURE basé sur l'estimation des modèles bayésiens qui assigne des individus à un nombre K de groupes génétiquement homogènes sans désignation de groupe a priori. La durée de rodage et MCMC (Markov Chain Monte Carlo) ont été fixées à 10000 pour chaque K sur la base des travaux d'Evanno et al. (2005) et une longueur de série de 30000. Vingt répétitions indépendantes ont été effectuées pour chaque valeur simulée de K , variant de 2 à 20. La valeur optimale de K à l'aide de Structure Harvester (Earl et von-Holdt 2011) a été établie sur le modèle 'likelihood' de second ordre (ΔK) suivant la procédure décrite par Evanno et al. (2005).

2 Analyses des données physiques et biochimiques

Des statistiques descriptives ont été mises en œuvre sur les jeux de données pour rendre compte de la variabilité observée. La méthode de Box, Hunter *et al.* (1978) est utilisée pour calculer les erreurs des expériences à partir d'une série d'analyses avec répétition. Des analyses de variance suivies de tests de comparaison multiples de moyenne ont été réalisées pour comparer les différents niveaux de traitements et leurs interactions. Les effets génétiques, stade de maturation, et traitement ont été évalués par des analyses ANOVA

(Fisher, 1954) à trois facteurs avec un seuil de significativité de 5%. Pour compléter les ANOVA, des tests LSD (la différence la moins significative) et écart type groupé (Pooled SD), et des Tests de Comparaison Multiples de Moyennes ont été effectués pour comparer les facteurs et leurs interactions lorsque les effets étaient significatifs. Des analyses multivariées (corrélations, régressions, ACP) ont été déployées pour évaluer la variabilité de différents facteurs étudiés en relation avec les variables de texture et les variables biochimiques. Et aussi pour mettre en relation les variables et les hiérarchiser selon leur potentiel d'explication. Les analyses statistiques ont été réalisées avec les logiciels IBM SPSS Statistics version 19.0. ((SAS Institute Inc., NC, USA) et XLSTAT version 2014 (package of Microsoft Excel 2016).

RESULTATS ET DISCUSSION

CHAPITRE I : Analyse de la diversité génétique des abricots

Ce chapitre correspond à des travaux élaborés pour étudier la diversité génétique des abricots marocains. Quatre-vingt-douze accessions d'abricots issus de différentes origines géographiques marocaines et maintenus dans le domaine expérimental de Sâada de l'Institut national de la recherche agronomique (INRA, Centre régional à Marrakech - 30 ° 21_08.4__N 9°30_29.0__W) ont été étudiés. La première partie de ce travail a été focalisée sur la caractérisation de la variabilité morphologique et agronomique en tenant en compte des caractéristiques quantitatives et qualitatives du fruit et de la feuille sur la base de leurs performances agronomiques. En plus, la structure morphologique des accessions a été étudiée en relation avec l'hétérogénéité des accessions de point de vue géographique et génétique.

La deuxième partie a été focalisée sur l'analyse des profils génétiques des 92 accessions en faisant apparaître la faculté des marqueurs microsatellites (SSR) à caractériser ces accessions d'abricots distincts issus de différentes origines géographiques au Maroc. Nous avons également examiné la diversité génétique et la structure génétique de l'espèce abricotier au Maroc sur une base génétique large par le moyen d'analyses statistiques génétiques. Cela permet d'évaluer les conséquences associées vis-à-vis du maintien de la diversité, la caractérisation des accessions et la conduite des programmes d'innovation variétale.

Ce chapitre est présenté sous la forme de deux projets d'articles :

- a) Évaluation de la variabilité des traits morphologiques du matériel génétique d'abricot issu de diverses ressources génétiques et environnementales au Maroc

Résumé : Les caractères agro-morphologiques ont été évalués pour 92 accessions abricots marocains issus de différents sites géographiques, en utilisant 34 caractères morphologiques qualitatifs et quantitatifs. De fortes corrélations entre les caractères étudiés ont été observées, notamment entre le poids du fruit, le poids du noyau, les dimensions du fruit, la fermeté de la chair et les traits de la couleur. Des différences significatives ($p \leq 0,001$) ont été observées, permettaient de distinguer entre les différents accessions d'abricots. L'analyse de la structure a permis de montrer que les dimensions de la feuille et du fruit ainsi que la couleur de la peau du fruit représentent les paramètres discriminants des abricots étudiés. Aucune structure morphologique claire n'a été affichée en fonction de l'origine géographique des accessions. Cependant, le génotype de l'abricot a eu un effet marqué sur la variabilité observée (plus de 48% de la variance totale révélée par l'analyse ACP) et sur la structure morphologique des abricots étudiés.

Ceci est le premier rapport sur l'analyse morphologique de la diversité génétique des accessions d'abricots marocains. Cette étude fournirait une base solide et réelle sur la gestion efficace et l'utilisation durable du matériel génétique d'abricot dans les futurs programmes de sélection dans la région.

b) Diversité génétique de l'abricot révélée par les marqueurs SSR des accessions marocaines issu de diverses ressources génétiques et environnementales

Résumé : La caractérisation des ressources génétiques disponibles est de première importance pour gérer et optimiser leur préservation et / ou leur utilisation potentielle dans les programmes de sélection. Dans cette étude, 92 accessions d'abricots ont été analysées à l'aide de 21 marqueurs microsatellites. Les paramètres polymorphes ont montré que les amorces les plus informatives et les moins informatives étaient respectivement BPPCT038 (11 allèles) et BPPCT001 (2 allèles). L'analyse de la variabilité moléculaire (AMOVA) a permis d'estimer la variabilité des accessions à deux niveaux : (i) un niveau intra-groupe trop varié entre les accessions de chaque site géographique (94% de la variance totale) et (ii) un niveau inter-groupe variant entre les 10 sites géographiques (6% de la variance totale). Cependant, aucune structure génétique claire n'a été affichée selon les régions géographiques (0% de la variance totale). Toutes les preuves montrent que la structure génétique du Maroc peut être divisée en deux populations : une majeure population constituée de la plupart des accessions de différents groupes (population authentique liée notamment à la variété Delpatriarca) et une seconde population moins diversifiée et liée à toutes les variétés de référence, y compris la variété Canino. La combinaison des trois analyses de structuration génétique confirme que l'abricot marocain tend à une double allocation (deux pools de gènes) pour tous les groupes génétiques attribués à un même cluster. Ceci est principalement dû à la faible différenciation des groupes génétiques et en particulier à l'important flux de gènes trouvé dans cette étude. Et probablement, à l'origine géographique interconnectée des groupes, le mode de propagation du pollen qui favorise le flux de gènes et l'intervention humaine qui a probablement beaucoup influencé cette dérive génétique pour trouver un pool génétique réduit. Les analyses statistiques effectuées ont permis de simplifier la gestion des ressources génétiques de l'abricot marocain. En effet, la structure obtenue entre les 92 génotypes pourrait être suggérée comme une collection de base 'core-collection' qui résume la diversité génétique de l'abricot marocain.

Assessment of variability in morphological traits of apricot germplasm issued from various genetic and environmental resources in Morocco

Jamal Ayour ^{1,2*}, Imane Elateri ³, Abderrahim Alahyane ¹, Mohamed Najib Alfeddy ⁴,
Catherine Renard ², Mohamed Benichou ¹

¹ Faculté des sciences, Université Cadi Ayyad, Laboratoire Sciences des Aliments, M-40090
Marrakech, Maroc

² Université d'Avignon et des Pays du Vaucluse, UMR408 Sécurité et Qualité des Produits
d'Origine Végétale, F-84000 Avignon, France

³ Laboratory of Molecular Biology and Food, Center of Analysis and Characterisation,
Faculty of Sciences-Semlalia, Cadi Ayyad University, P.O. Box: 2390, 40090 Marrakesh,
Morocco

⁴ Laboratoire de Phyto-Bactériologie, Unité de Recherche Protection des plantes au Centre
Régional de la Recherche Agronomique, INRA, BP 533, Marrakech 40000, Maroc

Abstract

Agro-morphological traits were evaluated for 92 Moroccan apricot accessions issued from different geographical sites, using 34 morphological qualitative and quantitative characters. Strong correlations between studied traits were observed, especially between fruit weight, stone weight, fruit dimensions, flesh firmness and color traits. Significant variations ($p \leq 0.001$) were observed among studied parameters which can help differentiate between different apricot accessions. The analysis of structure was able to show that the dimensions of the leaf and the fruit as well as the skin color of fruit represent the discriminating parameters of studied apricots. No clear morphological structure was displayed according to the geographical origin of accessions. However, the apricot genotype had a marked effect on the observed variability (More than 48 % of the total variance revealed in PCA analysis) and morphological structure of studied apricots. This is the first report on the morphological analysis of the genetic diversity of Moroccan apricot accessions. This study would provide a solid and genuine basis for effective management and sustainable use of apricot genetic material in future breeding programs in the region.

Keywords: genotype, morphological traits, geographic origin, correlation, variability

1. Introduction

Prunus armeniaca L. is one of the most important *Prunus* species grown in the world. More than 80% of the world's apricot production is restricted to the Mediterranean region, mainly in Turkey, Italy, Greece, France, Morocco and Spain. The apricot production of these countries is based mainly on many local cultivars (FAO, 2013). The apricot is known by its great variability, described by its ecological requirements, its histological features and agronomic conditions as well. Therefore, many differences are found in the quality of the apricot fruits. This shows the importance role of selecting and classification of apricot's genotypes based on high-quality fruit attributes which would satisfy the consumers (Ruiz and Egea 2008b). Moreover, the apricot quality is affected by agronomic and ecological factors (Guerriero et al. 2006) as well as pomological traits (Milošević and Milosevic 2010; Ledbetter et al. 2006; Ruiz and Egea 2008 a b; Asma and Ozturk 2005). These characteristics depend on the biological properties of the tree (Balta et al. 2002; Asma and Ozturk 2005; Asma et al. 2007) and especially on the fruit and leaf morphological attributes (Krichen et al. 2012 2014; Asma and Ozturk 2005; Milošević et al. 2014). Morphological characterization is useful for cultivar identification, selection, differentiation and germplasm management. Morphological traits are essential in the establishment of programs designed for the selection of genotypes and they are qualitative traits for markets requirements (Krichen et al. 2014). Several studies have analyzed the variability of apricots, and interesting cultivars have been identified and used to characterize the genetic diversity of apricot on one hand (Krichen et al. 2010 2012; Krichen et al. 2014; Milatovic and Djurovic 2006) and to generate interesting apricot selections through breeding programs on the other hand (Lichou and Audubert 1989; Audergon 1993; Lichou 1998). The apricots are distinguishable based on fruit characteristics, such as size, weight, skin color and shape being the most discriminatory parameters (Ruiz and Egea 2008a). Indeed, the characterization of accessions is vital to avoid the loss of diversity and to identify and preserve potential valuable traits and characters that contribute the most to the total diversity. Additionally, the agronomic and phenological traits are important for the improvement of the plant's response to agricultural management and crop breeding particularly in uncertain future climate scenarios (Barrios-Masias and Jackson 2014).

Currently, the estimated area of cultivated apricot trees in Morocco is of the order of 12000 ha with an average production of about 1.2 million tonnes and an average yield of 11 tonnes per hectare. The Marrakesh region is one of the most important cultivated apricot growing areas in the country. The traditional varieties are almost the only source of

production. Various renovations have occurred in recent years to introduce new interesting cultivars to meet market requirements and satisfy consumers and industry demands. The National Institute for Agricultural Research in Marrakesh (INRA) has undertaken a long research program targeting areas of traditional cultivation of several fruit species including the apricot fruit. This work of prospecting, collecting and evaluating of the local plant material, made possible the selection of several genotypes to provide them—to the professionals by dint of their performances and advantages. They also helped to accumulate important data of pomological description and establish a collection of a wide range of new apricot genotypes in the experimental fields of the INRA. Significant efforts have been made previously to test the performance of Moroccan apricot cultivars (Radi et al. 2003; Hasib et al. 2009; Kodad et al. 2013; Ayour et al. 2016 2017). However, to our knowledge, no research has comprehensively addressed the relationships among morphological and phenotypic traits of apricots fruit and leaves by multivariate statistical methods which involve the simultaneous analysis of several variables and provide more useful and accurate information.

The aim of this study is to evaluate morphological and biometric traits of fruits and leaves of ninety-two Moroccan apricot accessions. These cultivars have been analyzed according to their agronomic performances and geographical origin. This study aims also to investigate morphological variability and its implication in the genetic diversity of Moroccan apricot. We have used principal component analysis to study correlations among studied traits and to establish relationships among cultivars as a tool for germplasm description and selection. This will be the first study of the apricot's morphologic diversity issued from different Moroccan regions by using a methodology allowing us to compare our results with those of other groups in the Mediterranean basin.

2. Materials and methods

2.1. Field survey

The morphological profiles of ninety-two apricot germplasms, maintained in experimental orchard of the National Institute of Agricultural Research (INRA, Regional Center in Marrakech 30°21'08.4" N, 9°30'29.0" W) original from different geographical sites in Morocco (Table 1), were analyzed. The apricot trees were planted at 4.5 × 2 m density and they were arranged in 7 columns × 30 rows. The trees were managed using standard cultural practices, with medium pruning and thinning to allow the expression of natural development.

Table 1. List of 92 apricot accessions and their assignment to the geographical origin

Name	Geographical site	Geographical region	Name	Geographical site	Geographical region
Agdez A5	Agdez	Drâa valley	Agmat5	INRAM	INRAM
Agdez C1	Agdez	Drâa valley	Khorb6	INRAM	INRAM
Agdez LG2	Agdez	Drâa valley	Mans15	INRAM	INRAM
AgdezC2	Agdez	Drâa valley	Maoui	INRAM	INRAM
AgdezLG1	Agdez	Drâa valley	Delpatriarca	INRAM	INRAM
SKA1	Skoura	Drâa valley	Gelitano	INRAM	INRAM
SKH1	Skoura	Drâa valley	Marouch3	INRAM	INRAM
SKH2	Skoura	Drâa valley	Marouch4	INRAM	INRAM
SKH3	Skoura	Drâa valley	Marouch16	INRAM	INRAM
SKH4	Skoura	Drâa valley	GK1	X	X
SKT1	Skoura	Drâa valley	Cg2	X	X
SKT5	Skoura	Drâa valley	A	X	X
KM5	Kalaat Meggouna	Dadès valley	B	X	X
KM8	Kalaat Meggouna	Dadès valley	C	X	X
KMG5	Kalaat Meggouna	Dadès valley	Ab1	X	X
KMG8	Kalaat Meggouna	Dadès valley	Ab2	X	X
Boum A2	Boumalen	Dadès valley	Ab3	X	X
Boum J2	Boumalen	Dadès valley	Ab4	X	X
Boum J3	Boumalen	Dadès valley	Ab5	X	X
BoumA1	Boumalen	Dadès valley	Ab6	X	X
BoumA3	Boumalen	Dadès valley	Ab7	X	X
BoumA4	Boumalen	Dadès valley	Ab8	X	X
BoumA5	Boumalen	Dadès valley	Ab9	X	X
BoumLG3	Boumalen	Dadès valley	Ab10	X	X
Outat1	Outat Elhaj	Moulouya valley	Mara1	X	X
Outat2	Outat Elhaj	Moulouya valley	Mara2	X	X
Outat6	Outat Elhaj	Moulouya valley	Mara3	X	X
Outat8	Outat Elhaj	Moulouya valley	Mara4	X	X
Guer1	Guersif	Moulouya valley	Mara5	X	X
AJG1	Aoufous	Ziz valley	Mara6	X	X
AJG2	Aoufous	Ziz valley	Mara7	X	X
AJRB3	Aoufous	Ziz valley	Mara8	X	X
JK7	Aoufous	Ziz valley	Mara9	X	X
JK8	Aoufous	Ziz valley	Mara10	X	X
Gay1	Goulmima	Ziz valley	Mara11	X	X
Gay2	Goulmima	Ziz valley	Mara12	X	X
Gay3	Goulmima	Ziz valley	Mara13	X	X
GM1	Goulmima	Ziz valley	Mara14	X	X
RG1	Er-Rich	Ziz valley	Mara15	X	X
RK1	Er-Rich	Ziz valley	Mara16	X	X
RK2	Er-Rich	Ziz valley	Mara17	X	X
RK3	Er-Rich	Ziz valley	Mara18	X	X
RT1	Er-Rich	Ziz valley			
RT3	Er-Rich	Ziz valley			
RT4	Er-Rich	Ziz valley			
RTil1	Er-Rich	Ziz valley			
RTil2	Er-Rich	Ziz valley			
RTil3	Er-Rich	Ziz valley			
RTil4	Er-Rich	Ziz valley			
RTil5	Er-Rich	Ziz valley			

2.2. Morphological data

Morphological evaluation was undertaken during both 2014 and 2015 seasons. Representative samples were collected as follows:

- The leaf samples were taken according to the method proposed by Prével et al. (1984) which involves harvesting whole leaves (leaf blade and petiole) 8 to 12 weeks after full bloom usually starting in the first week of March depending on the cultivar. For to be homogeneous and representative, leaf sampling was carried out according to an identical procedure: 4 whole leaves were taken from the median part in the four cardinal points of the equatorial part of each tree.
- Fruit samples were collected according to the procedure described by Audergon et al. (1991, 1993) and Monestiez et al. (1990). Each tree was divided into four faces (north, south, east, west) and each face was divided into three levels (up, middle, down) allowing each unit to be represented in the collected sample.

The morphological characterization of the 92 cultivars was carried out using the UPOV descriptor (2012). Leaf characterization was carried out in March and April, whereas fruit morphological characterization was assessed during May and June for selected apricots at the commercial maturity stage. Twenty-three qualitative morphometric variables and eleven quantitative morphometric parameters were measured. Overall, 34 quantitative and qualitative morphological traits were assessed (Table 2).

Table 2. List of the 34 morphological characters used to characterize the 92 Moroccan apricot germplasms.

Organs	Characters and modalities		
Leaf	Leaf blade	Length (LBL) (cm) Width (LBW) (cm)	
	Petiole	Length (LPL) (cm) Number of glands (LNG)	
	Ratios	Leaf blade length/Leaf blade width (LBL/LBW) Petiole length/blade length (LPL/LBL)	
	Leaf blade: undulation of margin (LBUM)	1: slight, 2: medium, 3: strong	
	Intensity of green color of upper side (LIGCLS)	1: light, 2: medium, 3: dark	
	Leaf blade: shape of base (LBSB)	1: attenuate, 2: truncate, 3: subcordate, 4: cordate	
	Leaf blade: shape of tip (LBST)	1: mucronate, 2: cuspidate, 3: acuminate	
	Leaf blade: angle of tip (LBAT)	1: narrow acute, 2: broad acute, 3: obtuse	
	Leaf blade: incisions on margin (LBIM)	1: crenate, 2: bicrenate, 3: serrate, 4: biserrate	
	Petiole thickness (LPT)	1: small, 2: medium, 3: large	
	Petiole anthocyanin coloration (LPAC)	1: weak, 2: medium, 3: strong	
	Fruit	Weight	Fruit weight (FW) (g)
		Dimensions	Lateral width (FLW) (cm)
			Ventral width (FVW) (cm)
Height (FH) (cm)			
Ratios			Fruit lateral width/Fruit ventral width (FLW/FVW) Fruit height/Fruit ventral width (FH/FVW)
Depth of suture (FDS)		1: slightly sunken, 2: moderately sunken, 3: deeply sunken	
Depth of pedicel cavity (FDPC)		1: shallow, 2: medium, 3: deep	
Intensity of over color (FIOC)		1: weak, 2: medium, 3: strong, 4: absent	
Relative area of over color (FROC)		1: small, 2: medium, 3: large, 4: absent	
Firmness of flesh (FFF)		1: soft, 2: medium, 3: firm	
Shape in lateral (or profile) view (FSLV)		1: rounded, 2: triangular, 3: trapezoidal, 4: rectangular	
Shape in ventral (or frontal) view (FSVV)		1: rounded, 2: triangular, 3: trapezoidal, 4: rectangular	
Apex shape (FAS)		1: depressed, 2: flat, 3: rounded, 4: pointed	
Symmetry in ventral view (FS)		1: asymmetric, 2: symmetric	
Fruit surface (FFS)		1: smooth, 2: bumpy shoots, 3: predominantly on one-year-old shoots	
Flesh color (FFC)		1: light, 2: cream to yellow, 3: light orange, 4: medium orange, 5: dark orange	
Un-blush skin color (FUBC)	1: light, 2: cream to yellow, 3: light orange, 4: orange, 5: dark orange		
Blush skin color (FBC)	1: light, 2: cream to yellow, 3: light orange, 4: orange, 5: dark orange 6: red		
Stone	Weight	Stone weight (SW) (g)	
	Size compared to fruit (SSCF)	1: small, 2: medium, 3: large	
	Shape (SS)	1: oval, 2: round, 3: oblong, 4: elliptical	
Tree	Yield: mean fruit yield per apricot tree (TY)	1: few, 2: medium, 3: many	

2.3. Statistical analysis

Statistical analysis was conducted using SPSS analysis software version 19.0. (SAS Institute Inc., NC, USA). A data matrix of quantitative and qualitative variables was used for statistical calculations. Descriptive statistics represented the data distribution and identified the variability level within each interval (between maximum and minimum observed values). Histograms representing the frequency distribution of available modalities among the studied

material were plotted. Analysis of variance (ANOVA) was performed on genotypes as treatment with different replications. Principal component analysis (PCA) was performed to evaluate relationships among morphological traits and apricot germplasms based on comparable properties. In addition, Pearson correlation coefficients (Dagnelie,1988) and correspondence analysis were applied to identify putative redundancy and to discriminate relevant informative traits.

3. Results and discussion

3.1. Morphological variability assessment

The descriptive analysis revealed high variability for all studied characters and estimated by the interval of variation (median, maximum and minimum values) and the coefficient of variation (CV) (Table 3). The results revealed an important genotype impact on quantitative and qualitative variables. The quantitative descriptive analysis revealed a coefficients of variation (CV) between studied cultivars ranging from 11.39 to 37.27 % for LBL and FW respectively. However, the highest CV values were obtained for the qualitative characters, especially for petiole thickness (LPT: 62.9 %) and relative area of over color of fruit (FROC: 61.39 %), while the stone size compared to fruit (SSCF) and the tree yield (TY) were in the order of 21.09 and 27.84 % respectively. These characters are summarized in Table 3. The analysis of variance (Table 3) revealed significant differences for all the examined quantitative traits, revealed a high level of variability in different morphological traits among all apricot accessions. All the characters were highly polymorphic for all studied Moroccan apricots. This result agreed with recent studies (Krichen et al. 2014; Wani et al. 2017), such as the use of UPOV descriptors revealed high variability among apricot cultivars.

Table 3. Descriptive statistics related to the 34 polymorphic morphological variables among the 92 germplasms and analysis of variance (ANOVA) for quantitative variables (SD: standard deviation, CV: coefficient of variation, Fisher test values and probability level at a threshold of 0.05%)

	Variables	Mean	SD	Median	Maximum	Minimum	CV%	Fisher	P > F
Quantitative variables									
Leaf	Leaf blade length (LBL) (cm)	6.80	0.77	6.80	8.50	5.00	11.39	19	<0.001
	Leaf blade width (LBW) (cm)	6.59	0.92	6.70	8.50	3.70	13.94	11	<0.001
	Ratio LBL/LBW	1.04	0.11	1.01	1.57	0.82	10.96	23	<0.001
	Petiole length (LPL) (cm)	2.64	0.48	2.60	4.30	1.30	18.06	44	<0.001
	Ratio LPL/LBL	0.39	0.07	0.39	0.60	0.22	17.63	44	<0.001
	Number of glands in petiole	4.02	1.30	4.00	8.00	1.00	32.21	61	<0.001
Fruit	Fruit weight (g)	34.84	12.99	28.51	67.23	19.72	37.27	68	<0.001
	Lateral width (cm)	3.69	0.39	3.66	4.61	2.13	10.80	17	<0.001
	Height (cm)	4.03	0.42	3.11	5.02	1.59	10.38	17	<0.001
	Ratio FH/FLW	1.12	1.06	0.92	1.07	0.84	6.73	8	<0.001
Stone	Stone weight (g)	1.73	0.38	1.48	2.87	0.82	21.74	48	<0.001
Qualitative variables									
Leaf	Leaf blade: undulation of margin	2	0.67	1	3	1	43.87		
	Leaf blade: incisions on margin	1	0.46	1	2	1	35.51		
	Leaf blade: shape of base	2	0.50	2	2	1	35.51		
	Leaf blade: shape of tip	1	0.81	1	4	1	33.52		
	Intensity of green color of upper side	2	0.81	2	3	1	43.23		
	Petiole anthocyanin coloration	2	0.72	3	3	1	42.06		
	Petiole thickness	3	0.52	3	3	1	62.90		
Fruit	Depth of suture	2	0.74	1	3	1	46.05		
	Depth of pedicel cavity	2	0.80	2	3	1	41.32		
	Intensity of over color	2	0.96	2	3	0	46.51		
	Relative area of over color	0	0.49	0	1	0	61.39		
	Firmness of flesh	2	0.14	2	3	2	17.03		
	Shape in lateral (or profile) view	1	0.46	1	2	1	36.14		
	Shape in ventral (or frontal) view	1	0.41	1	2	1	34.50		
	Apex shape	2	0.83	3	3	1	34.50		
	Symmetry in ventral view	1	0.26	1	2	1	24.21		
	Fruit surface	2	0.26	2	2	1	13.36		
	Fleshcolor	3	1.18	3	5	1	34.80		
	Un-blush skin color	3	1.23	3	5	1	36.00		
	Blush skin color	4	1.51	3	6	1	42.61		
Stone	Size compared to fruit	2	0.52	2	3	1	21.09		
	Shape	2	0.34	2	4	1	14.88		
Tree	Yield	2	0.69	2	3	1	27.84		

3.2. Modalities frequency of morphological traits

Frequency histograms plotted as a function of the different modalities of studied variables and number of accessions belonging to each modality are illustrated in Figure 1.

Least frequency values were recorded for quantitative characters compared to qualitative ones (Fig. 1). The leaf variables were highly represented and discriminated the differentiation between studied germplasms. Leaf blade dimensions (LBL, LBW) had the same frequencies ranging from 0.05 to 0.2 with maximum values around 6 to 7 cm for most apricot accessions, whereas the frequency of the LBL / LBW ratio had a value of 1 which would explain the triangular shape of the leaves. Concerning fruit characters, the dimensions variables (FLW, and FH/FLW) have a good quality of representation. This is explained by the small deviations found between median and mean values (3.66 - 3.69 cm), (3.11 - 4.03 cm) and (0.92 - 1.12 cm) for FLW, FH and FH/FLW respectively, with frequency values around 0.2 to 0.3. However, the apricot cultivars were heterogenous regarding fruit and stone weights with high frequencies (> 0.3) around the mean values of both variables, 34.84 g and 1.73 g respectively.

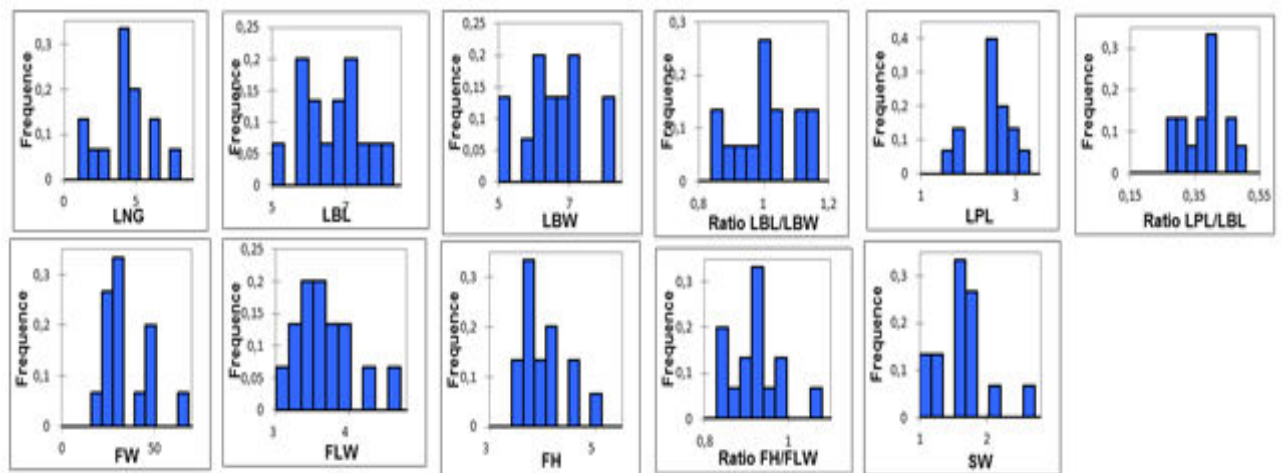
Regarding qualitative parameters (Fig. 1), the most frequent values for the fruit shape traits (FSLV, FSVV and FFS) showed a predominance of a rounded fruit shape, the rectangular form shape was specific to other cultivars (30 %). The depth of suture (FDS) was slightly sunken associated with a medium pedicel cavity (FDPC). Fruit surface (FFS) was predominantly smooth and most fruits were mostly (98 %) asymmetric (FS). Studied apricots were characterized with average firmness of flesh (FFF): almost 90 % of fruits were not firm nor soft at commercial maturity. In addition, flesh and skin colors showed a significant variability of the analyzed apricots, this is explained by the continuous distribution of the light to orange color and sometimes red for some cultivars. The orange color of flesh and of skin was the most common color found in the 92 studied germplasms. However, some other cultivars had intense orange and red colors.

Apricot accessions were shown to have higher frequencies and more homogeneity when qualitative parameters were used, compared to quantitative ones. Comparing these results with previous studies, the main differences between Moroccan apricots and European, Tunisian and Mexican ones were related to the fruit weight, color and dimensions. Moroccan apricots have medium-sized fruits, smaller than European apricots (Milošević et al. 2014; Caliskan et al. 2012; Leccese et al. 2010; Bureau et al. 2009; Asma et al. 2005), larger than Mexican apricots (Perez-Gonzales et al. 1992) and slightly similar to Tunisian apricots (Krichen et al. 2014). Concerning the apricot shape, high variability was observed just as the study of Krichen et al. (2014) who reported that the rounded shape was the most dominant form.

The market value of fruit size and shape are important physical attributes in sorting, sizing, packaging and transportation of fruits, and designing relevant equipment (Erdogan et al. 2003). Milatović et al. (2014) reported that a high variability in some Serbian apricot selections evaluated based on properties related to fruit size and shape, and significant differences among selections were observed for all physical attributes. Moreover, significant variability was also reported for leaf dimensions and shapes since it covered almost all of the available modalities. This result was in agreement with previous ones reported by Milatovic and Djurovic (2006) who showed the importance of the apricot leaf characteristics in the identification and discrimination of genotypes.

The orange color was the prevalent of studied accessions, which confirmed the results of previous studies (Ruiz et al. 2005; Asma et al. 2005; Lichou 1998; Lichou and Audubert 1989) who reported a dominance of the orange colored apricots compared to white, yellow and red, also this indicates that Moroccan apricots are rich in carotenoids. Ruiz et al. (2005) and Marty et al. (2005) reported that carotenoid content in apricot fruit showed a good correlation with the skin and flesh color, with apricots having orange colored flesh containing higher levels of carotenoids than those with white-colored flesh. This result was consistent with our previous study (Ayour et al. 2016), we found that the development of an orange color during apricot ripening was accompanied with the accumulation of carotenoids pigment. Indeed, the orange cultivars Marouch 16 (23.21 mg/g) was found to be the richest in total carotenoids, it was also rich in β -carotene (1491.79 μ g/100 g) and ProvitaminA (273.47 mg/100 g).

Quantitative characters



Qualitative characters

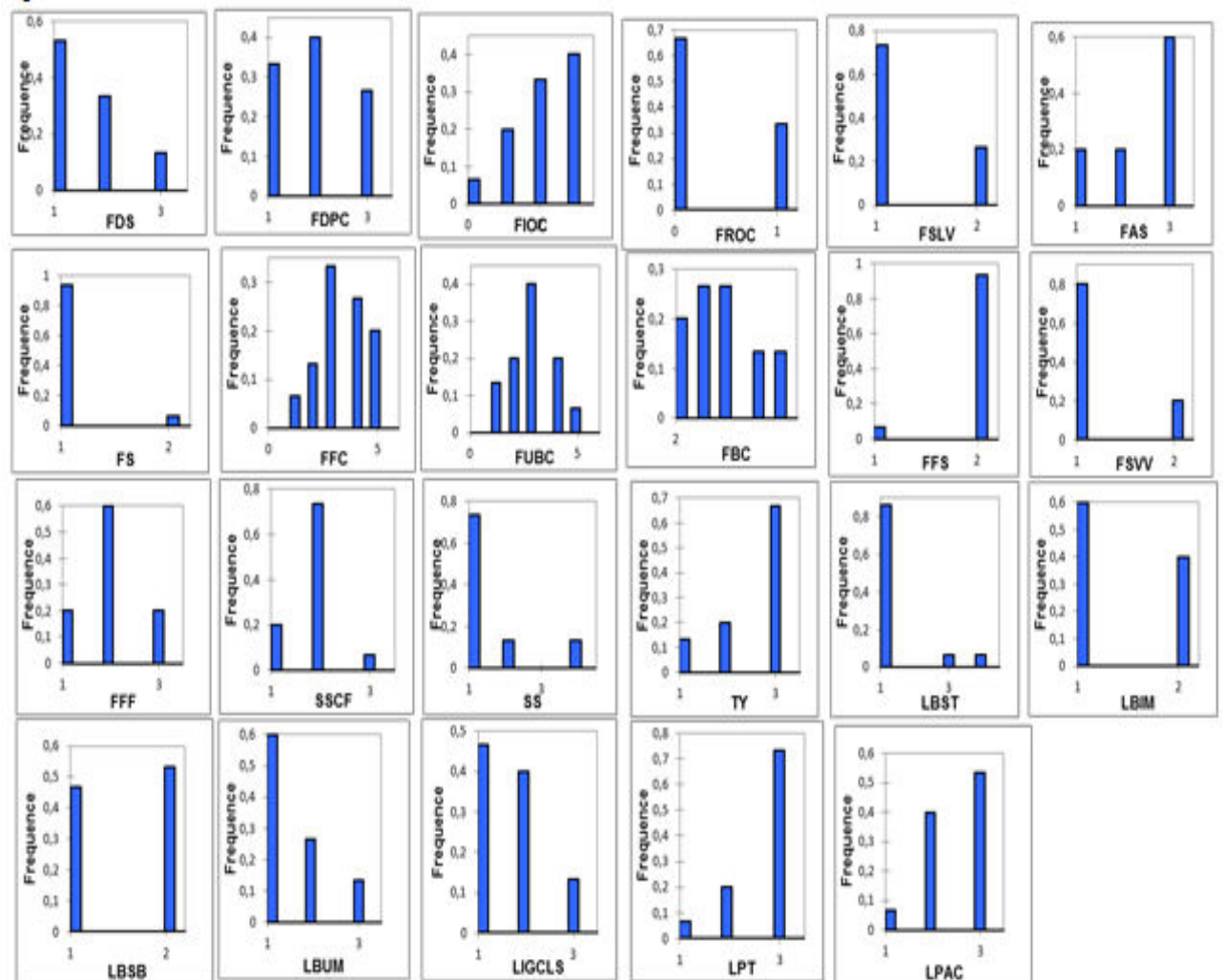


Fig. 1. Frequency histograms based on the morphological of 11 quantitative and 23 qualitative apricot characters. (Explanations of the word abbreviations are shown in table 1)

3.3. Correlations of morphological traits

Significant correlations were found between different characters related to the 34 polymorphic variables, they were estimated using the Pearson coefficient (Table 4). With regard to the quantitative variables, significant coefficient values were found, especially for variables related to fruit and stone weight and fruit dimensions (FW, SW, FH, FLW). The correlations found between fruit weight (FW), fruit lateral width (FLW) and height (FH) were high (0.909, 0.940 respectively), whereas the stone weight (SW) was positively correlated with FW (0.744), FH (0.748) and FLW (0.518).

Krichen et al. (2014) found similar correlations, especially for variables related to fruit weight and dimensions. The correlations found between fruit weight (FW), fruit lateral width and height (FLW, FH) were high (0.929; 0.967 respectively) and reached 0.623 between fruit weight and stone weight (FW, FSW). The same correlation between fruit weight and dimensions was reported previously by Perez-Gonzalez et al. (1992). In addition, fruit and stone weight (0.744) were found to be correlated with flesh firmness (0.507, 0.604 respectively), flesh color (0.557; 0.816 respectively), un-blush skin color (0.690, 0.549 respectively) and blush skin color (0.825; 0.754 respectively).

Previous studies (Caliskan et al. 2012; Mratinić et al. 2011; Milosevic and Milosevic 2010) also reported that fruit weight was significantly correlated with stone weight ($r > 0.7$), specifically larger fruits generally had larger stones. In fact, apricot stones have been used in genotype identification and have a high utilitarian value in characterization of genetic diversity (Özcan 2000; Mandal et al. 2007). Wani et al. (2017) justified that apricot fruit weight is directly related to fruit length, width, fruit flesh and stone weight. Furthermore, the correlation between fruit length and stone weight was 0.61, since larger fruits harbor larger stones.

Leaf dimensions (LBL and LBW) were also significantly correlated (0.705), positively, with stone size (SSCF) and negatively with blade tip shape (LBST). The same correlation between leaf dimensions was reported previously by Krichen et al. (2014) who observed high correlation between the leaf blade length and width (LBL, LBW) (0.86), showing that the leaf blade increased relative to all dimensions during development. The intensity of over color (FIOC) and relative area of over color (FROC) variables were negatively correlated (-0.660). FIOC was positively correlated with flesh color (0.603), un-blush skin color (0.603), blush skin color (0.850), fruit surface (0.595), stone weight (0.566) and leaf blade undulation (0.547); and negatively correlated with symmetry in ventral view (-0.595) and number of glands (-0.557). On the other hand, FROC was positively correlated with the number of glands in the petiole (0.647) and negatively correlated with blush skin color (-0.622).

Additionally, Tree yield (TY) was positively correlated with stone size (SSCF), leaf blade length (LBL) and petiole length (LPL); and negatively correlated with firmness of flesh (FFF) which was positively correlated with fruit weight (FW), stone weight (SW), fruit height (FH), shape in ventral view of fruit (FSVV), un-blush skin color (FUBC) and blush skin color (FBC).

The studied apricots were considered commercially ripe, they had reached full size, full color development and a very firm texture to withstand handling, transport and storage conditions. This explains the positive correlations found between the fruit weight, stone weight, fruit dimensions, flesh firmness and colors. It is worth noting the existence of independent variables with a null Pearson correlation coefficient (Table 3) such as correlations of firmness of flesh (FFF) with apex shape (FAS), as well as symmetry in ventral view (FS) and fruit surface (FFS) variables. Regarding fruit and leaf correlations, the apricot leaf traits can better discriminate between the 92 germplasms compared to fruit ones.

Table 4. Pearson correlation matrix established among the 34 polymorphic morphological characters.
(Explanations of the variables abbreviations are shown in table 1)

	Ratio																						
	FW	FLW	FH	FH/FLW	FDS	FDPC	FIOC	FROC	FSLV	FSVV	FAS	FS	FFC	FUBC	FBC	FFS	FFF	SSCF	SW	SS	TY	LBST	
FW	1.000	.909	.940	.008	-.053	.309	.581	-.327	-.073	.003	.434	-.322	.557	.690	.825	.322	.507	-.278	.744	.034	-.211	-.144	
FLW		1.000	.815	.362	.176	.319	.389	-.184	-.217	-.106	.530	-.254	.315	.495	.656	.254	.369	-.421	.518	.039	-.203	-.191	
FH			1.000	-.243	-.085	.428	.686	-.358	.106	.121	.271	-.281	.684	.756	.892	.281	.528	-.212	.748	-.105	-.282	.042	
Ratio FH/FLW				1.000	.443	-.170	-.452	.277	-.504	-.344	.459	.023	-.576	-.390	-.331	-.023	-.235	-.380	-.345	.233	.124	-.378	
FDS					1.000	.437	-.061	.199	.127	.047	-.070	.150	-.049	-.327	-.044	-.150	-.148	-.526	-.220	.018	-.104	.431	
FDPC						1.000	.099	.244	.247	.259	.043	.369	.484	.148	.317	-.369	.273	-.023	.224	-.124	-.176	.232	
FIOC							1.000	-.660	.281	.144	-.215	-.595	.603	.603	.850	.595	.341	-.125	.566	-.107	-.053	.385	
FROC								1.000	-.107	.000	.177	.378	-.495	-.434	-.622	-.378	-.447	.189	-.493	.184	.263	-.271	
FSLV									1.000	.829	-.678	-.161	.317	.074	.242	.161	.238	-.141	.098	-.314	-.028	.636	
FSVV										1.000	-.458	-.134	.117	.215	.233	.134	.527	-.200	.031	-.260	-.139	.192	
FAS											1.000	.200	-.029	.138	.103	-.200	.000	.134	.090	.309	.093	-.671	
FS												1.000	.140	-.459	-.359	-.497	.000	.071	-.045	-.139	-.199	-.102	
FFC													1.000	.472	.751	-.140	.461	-.023	.816	-.125	-.260	.403	
FUBC														1.000	.736	.459	.582	-.033	.549	.124	-.421	-.024	
FBC															1.000	.359	.654	-.263	.754	-.195	-.278	.198	
FFS																1.000	.000	-.071	.045	.139	.199	.102	
FFF																	1.000	-.423	.604	-.412	-.587	-.121	
SSCF																		1.000	-.266	.400	.571	-.205	
SW																			1.000	-.189	-.293	.070	
SS																				1.000	.338	-.200	
TY																					1.000	-.178	
LBST																						1.000	
LBIM																							
LBSB																							
LBUM																							
LIGCLS																							
LPT																							
LPAC																							
LNG																							
LBL																							
LBW																							
Ratio LBL/LBW																							
LPL																							
Ratio LPL/LBL																							

Table 4 (Continued).

	LBIM	LBSB	LBUM	LIGCLS	LPT	LPAC	LNG	LBL	LBW	Ratio LBL/LBW	LPL	Ratio LPL/LBL
FW	.306	.005	.077	.219	.383	.113	-.363	.119	-.116	.367	.307	.213
FLW	.423	-.152	.029	.240	.203	.123	-.408	.120	-.153	.389	.344	.279
FH	.352	.207	.160	.302	.446	.082	-.303	.155	-.096	.396	.257	.139
Ratio FH/FLW	.121	-.583	-.177	-.038	-.387	.091	-.180	-.055	-.084	-.012	.192	.278
FDS	-.115	.225	.157	.268	.157	-.030	.144	-.336	-.434	.111	.013	.239
FDPC	.423	.612	-.176	.329	.676	-.075	.244	.177	-.121	.403	.172	.020
FIOC	-.205	.211	.547	.034	.161	.062	-.557	.132	-.121	.372	.065	-.049
FROC	.289	.094	-.328	.135	.158	.152	.647	.230	.160	.071	.200	.074
FSLV	-.492	.262	.392	.287	.337	-.211	.204	-.228	-.106	-.098	.076	.214
FSVV	-.408	.134	.093	.477	.280	-.108	.238	-.076	.175	-.285	-.067	-.074
FAS	.612	-.033	-.371	.238	.000	.431	-.128	.330	.376	-.057	.417	.222
FS	.327	.250	-.199	.127	.149	-.202	.568	-.019	-.039	.017	.064	.068
FFC	.071	.444	.309	.167	.489	-.264	-.058	.012	-.220	.378	.201	.165
FUBC	.225	.131	-.080	.380	.240	-.007	-.193	.122	.116	.057	-.180	-.297
FBC	.063	.221	.370	.345	.318	.072	-.468	.091	-.095	.307	.216	.121
FFS	-.327	-.250	.199	-.127	-.149	.202	-.568	.019	.039	-.017	-.064	-.068
FFF	.000	.000	.000	.452	.177	-.170	-.116	-.098	-.052	-.021	-.165	-.191
SSCF	.218	.286	-.360	-.319	.075	.202	.020	.621	.666	-.081	.175	-.214
SW	.029	.054	.224	.047	.262	-.340	-.143	-.066	-.343	.441	.128	.131
SS	-.027	-.165	-.296	-.124	-.036	-.077	.105	.349	.367	-.040	.037	-.157
TY	-.227	-.050	-.034	-.443	-.208	.190	-.207	.538	.466	.077	.509	.198
LBST	-.313	.359	.570	.073	.214	-.289	.056	-.406	-.538	.205	-.063	.233
LBIM	1.000	.218	-.417	.195	.228	.264	.015	.321	.126	.241	.194	.017
LBSB		1.000	-.050	.319	.598	.274	.289	.024	.061	-.021	-.014	-.075
LBUM			1.000	.089	-.052	.040	-.258	-.138	-.359	.329	.322	.445
LIGCLS				1.000	.213	.206	.297	-.061	.151	-.228	.121	.147
LPT					1.000	.241	.287	-.099	-.147	.110	.166	.184
LPAC						1.000	-.292	.173	.377	-.281	.324	.207
LNG							1.000	-.227	-.083	-.160	-.228	-.095
LBL								1.000	.705	.359	.431	-.209
LBW									1.000	-.404	.208	-.254
Ratio LBL/LBW										1.000	.331	.118
LPL											1.000	.785
Ratio LPL/LBL												1.000

3.4. Traits involved in morphological differentiation

Principal component analysis (PCA) was performed to identify the principal distinguishing characters of the variability. More than 48 % of the total variance among accessions was explained by the first two components (PC1 and PC2). PC1 discriminates mainly fruit characters (Fig. 2a), such as fruit and stone weight (FW, SW), fruit dimensions (FH, FLW) and fruit colors (FUBC, FBC, FFC, FIOC, FROC) and accounts for 32.21 % of the total variance. While PC2 explained 15.89 % of variability and was represented especially by leaf dimensions (LBL, LBW, LPL), leaf blade form (LBST, LBIM) and fruit apex shape (FAS).

Positive values of PC1 and PC2 were specific to the quantitative characters while negative part, like to axis origin, were specific to the qualitative variables. The plotted data indicated the presence of an important variability between the apricot germplasms (Fig. 2b). Regarding dispersion of apricot accessions on diagram (Fig. 2b) and variables / PCA component correlations, it was worth noting that morphometric variables, especially of leaf traits, were mostly involved in the observed germplasms variability. In addition, it should be noted that according to the correlations between variables and both main components, we can observe a heterogeneity between studied accessions linked mainly to the qualitative compared to the quantitative characters.

When considering the geographical origin of the accessions, the results show that the geographic region have not any impact on apricot diversity. Indeed, a structural analysis seems important to illustrate and to demonstrate this geographical effect.

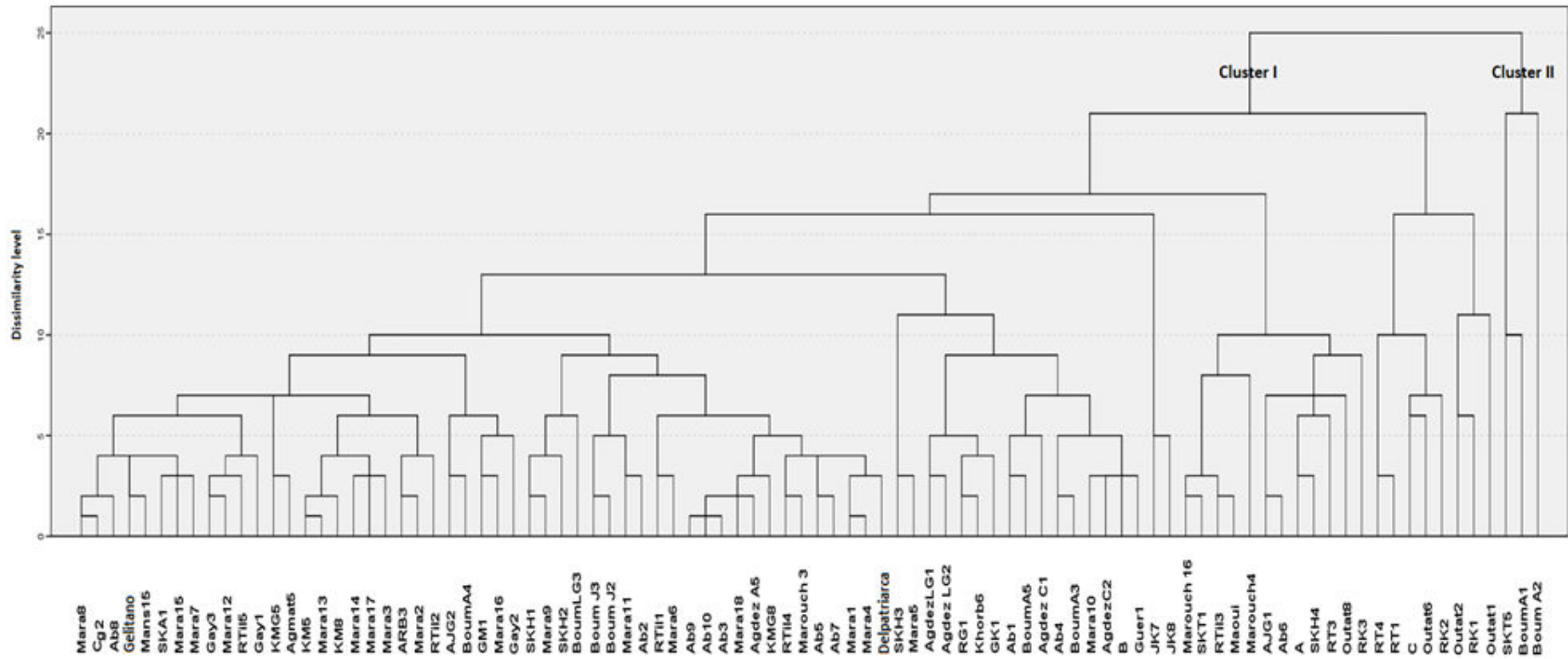


Fig.3. Hierarchical clustering of the 92 apricot germplasm based on Ward's method using Euclidian distance with standard deviation.

3.5. Variability structure of Moroccan apricots

All PCA components were plotted in a dendrogram structure (Fig. 3). The results obtained from hierarchical clustering, using the linkage method between groups, distinguished all the 92 accessions and revealed two separate clusters: I and II (Fig. 3). The first group (I) encompassed 89 cultivars, while the Boum A1, Boum A2 and SKT 5 constituted the second cluster (II). Cluster I included apricots with medium to large fruit and cluster II included apricots with large leaf size. At a dissimilarity level of 21, cluster I could be divided into two subgroups: IA; 81 cultivars which in turn subdivide to other heterogeneous subgroups, and IB; 8 cultivars (Outat 1, Outat 2, RK1, RK2, RK3, RT1, Outat 6, Clone C, RT4) which have a common point regarding a medium size of fruits and a light color. This classification structure was able to show that the dimensions of the leaf and the fruit of apricot as well as the color of the fruit represent the discriminating parameters of the genetic diversity of the studied apricot germplasms. The morphometry of more than 90 % of the studied cultivars was based on a balanced equation between dimensional and color variables. The other apricot cultivars represent less than 10 % of the totality, these were mainly cultivars with large leaves size, especially Boum LG3, Agdez LG1, Ab 3, Km 8 and SKT 5.

The obtained classification (Fig. 3) was not in accordance with the geographic origin of apricot accessions. The effect of geographic site does not important compared to genotype effect, no clear morphological structure was displayed according to the geographical origin of accessions. This is in agreement with the previous study by He et al. (2007) who analyzed different apricot cultivars and concluded that varieties belonging to the same geographic population could not be grouped into a same group. It is also worth noting that the apricot genotype had a marked effect on the observed variability and its structure, particularly on morphological characters of fruits and leaves that highlight an important genetic diversity useful for the development of the apricot sector both in Morocco and in the Mediterranean region. The large variation in apricot fruits is a particularly important performance for breeding of larges cultivars for better marketability and distribution to the growers.

In addition, regarding our results, the assessed Moroccan apricot germplasm presented great variability, related to genotype, comparable to that of European (Milošević et al. 2014; Caliskan et al. 2012) and Tunisian apricots (Krichen et al. 2014). Indeed, a molecular analysis seems important to validate these results and to continue the analysis of the genetic diversity of moroccan apricots.

Apricot genetic diversity revealed by SSR markers in Moroccan germplasm issued from various genetic and environmental resources

Jamal Ayour ^{1,6,7*}, Imane Elateri ², Mohammed Alami ³, Abderrahim Alahyane ¹, Mohamed Najib Alfeddy ⁴, Barbara Gouble ⁷, Jean-Marc Audergon ⁵, Catherine M.G.C. Renard ^{6,7}, Mohamed Benichou ¹

¹ Faculté des sciences, Université Cadi Ayyad, Laboratoire Sciences des Aliments, M-40090 Marrakech, Maroc

² Laboratory of Molecular Biology and Food, Center of Analysis and Characterisation, Faculty of Sciences-Semlalia, Cadi Ayyad University, P.O. Box: 2390, 40090 Marrakesh, Morocco

³ Laboratory of Microbiology and Molecular Biology, Faculty of Science, Mohammed Vth University, Rabat, Morocco

⁴ Laboratoire de Phyto-Bactériologie, Unité de Recherche Protection des plantes, Centre Régional de la Recherche Agronomique, INRA, BP 533, Marrakech 40000, Maroc

⁵ INRA, UR1052 Génétique et Amélioration des Fruits et Légumes, F-84143 Montfavet, France

⁶ Université d'Avignon et des Pays du Vaucluse, UMR408 Sécurité et Qualité des Produits d'Origine Végétale, F-84000 Avignon, France

⁷ UMR408 Sécurité et Qualité des Produits d'Origine Végétale, INRA, F-84000 Avignon, France

Abstract

Apricot germplasm located in Marrakech repository has been genetically characterized for assessing its diversity and relatedness. A total of 92 apricot accessions were analyzed in this study using 21 microsatellite markers. Polymorphic parameters indicated that the most and least informative primers were BPPCT038 (11 alleles) and BPPCT001 (2 alleles), respectively. AMOVA allowed to estimate the variability of apricot accessions at two levels: (i) an intra-group level too varied between accessions of each geographical site (94% of total variance), and (ii) an inter-group level varied between the 10 geographical sites (6% of total variance). However, no clear genetic structure was displayed according to geographic regions (0 % of total variance). All the evidence has shown that the genetic structure of Morocco can be divided into both populations: a major one constituted by most genetic groups accessions (authentic population related especially to Delpatriarca variety) and a second minor population, less diversified and related to all reference varieties, include Canino variety. The combination of the three genetic structuring analyzes supports that Moroccan apricot tends to a both allocations (two gene pool) for all genetic groups which are assigned to a both clusters.

This is mainly due to the low genetic group differentiations and especially to the important gene flow found in this study. And probably to the interconnected geographic origin of the groups, the mode of spread of pollen that promotes gene flow and the human intervention which has probably greatly influenced this genetic drift to find a reduced gene pool. The statistical analyzes carried out made it possible to simplify the management of the Moroccan apricot genetic resources. Indeed, the structure obtained between the 92 genotypes could be suggested as a core-collection that summarizes the genetic diversity of Moroccan apricot.

Keywords: *Prunus armeniaca*, clone, microsatellite markers, genetic structure

1. Introduction

Based on morphological criteria and pomological descriptions, most of the Moroccan apricot varieties were classified in the *Prunus armeniaca* species. The Armeniaca section includes eight different diploid species sharing eight pairs of chromosomes ($2n = 16$, $x = 8$) (Layne et al., 1996). Apricot tree originated from Central Asia was primarily domesticated in Central Asia and China, with a secondary centre of domestication in the Middle East (Watkins, 1976). It is a traditional fruit crop in North Africa, mainly propagated by seedlings, its introduction in the Maghreb is attributed to the Phoenicians more than 2500 years ago (Krichen et al., 2008). It is supposed to have been re-introduced in Morocco by the Arabs (Kostina et al., 1969), and it constitute an homogenous Maghreb gene pool, since Algerian, Moroccan and Tunisian apricot accessions have been shown closely related (Bourguiba et al., 2012a). The introduced cultivars, especially Canino and Del Patriarca, were cultivated in a semi-intensive system, mainly in south-central Morocco (Marrakesh and its surrounding areas), while local genotypes were grown in the oases and valleys of southern and central-eastern Morocco with a traditional cultivation system, without pruning, training and chemical treatments against pests and diseases (Mamouni et al., 2014).

In last years, the National Institute for Agricultural Research (INRA) of Marrakesh has undertaken a research program targeting areas of traditional cultivation of several fruit species including the apricot fruit. Indeed, prospection operations on apricot fruits, collect and evaluation of the local plant material, were conducted to access a pomological description and an agronomic study in the experimental fields of the INRA (Hasib et al., 2002; Radi et al., 2003; Kodad et al., 2013; Ayour et al., 2016, 2017).

To access the genetic diversity in the repository, SSR molecular markers have been used. Highly polymorphic and environmentally independent microsatellites molecular markers (SSRs - Single Sequence Repeats) are among the most robust molecular markers in genetic characterisation studies. SSRs are extremely abundant and dispersed relatively evenly throughout the genome (Tautz, 1989). DNA flanking SSRs is often well conserved in related species, which allows the cross-species amplification with the same primer pairs in related species (Huang et al., 1998). This benefitted the first microsatellite studies in apricot (Hormaza, 2002; Romero et al., 2003; Zhebentyayeva et al., 2003) which used several sets of primers designed mainly from peach and other *Prunus* species (Cipriani et al., 1999; Testolin et al., 2000; Aranzana et al., 2002; Wang et al., 2002). Bourguiba et al. (2012b) have demonstrated with SSR markers Three phylogeographic groups have been defined out of the Irano-Caucasian diversification zone, corresponding to a European Central phylum, a southern Mediterranean phylum and a transverse phylum characterized by broad adaptability but limited organoleptic qualities, and a clear loss of allelic variability (45 %), all along the domestication and diffusion gradient from eastern to western Mediterranean basin. Kodad et al. (2013) studied also the genetic diversity of moroccan apricots according to self-compatibility considering the time spent by apricot with the breeding system in an environment devoid of its wild relatives, such as in Moroccan oases or Central Europe.

In this paper, the genetic diversity of moroccan germplasm has been analysed according to the geographical origins of the accessions and to their agroecosystem conditions. By the same, it will be possible to address: i) The identification and clarification (genetic passport) of Moroccan apricot population; ii) The genetic distance, relationships and variability of Moroccan apricot compared with other apricots from Mediterranean Basin; iii) The structuration of genetic diversity and typology in relation to geographical origin.

2. Materiel and Methods

2.1. Plant material

A total of 92 apricots accessions were analyzed in this study using SSR markers. The accessions were maintained in experimental orchard of the National Institute of Agricultural Research (INRA, Regional Center in Marrakech 30°21'08.4" N, 9°30'29.0" W). They were collected from different origins in Morocco, could be divided in different populations according their geographical sites and geographical regions (Table 1).

Among these accessions, 50 were collected from 9 oasis agroecosystems (Fig. 1) located in the four main geographical regions in the East of Morocco, each with distinct ecological conditions : Ziz Valley [Er-Rich (12), Aoufous (5) and Goulmima (4)]; Draa Valley [Skoura (7) and Agdez (5)]; Dades Valley [Boumalen (8) and Kalaat Meggouna (4)] and Moulouya Valley [Guercif (1), Outat El-Haj (4)].

In addition, 9 cultivars were issued from the Ain Taoujdate Experimental Station (INRA-Meknes, Morocco), including six accessions identified by Barbeau and Bouami (1980) (Agmat 5, Khorb 6, Man 15, Marouch 3, Marouch 4 and Marouch 16) and three introduced cultivars (Delpatriarca, Gelitano and Maoui). Furthermore, 33 additional cultivars whose geographical origin is unknown were analyzed. Besides these accessions, 6 reference varieties of apricot from France (Hatifcolomer), Spain (Bulida, Canino, Currot) and Tunisia (Bayoudhi, Chechi) were used in the analyzes.

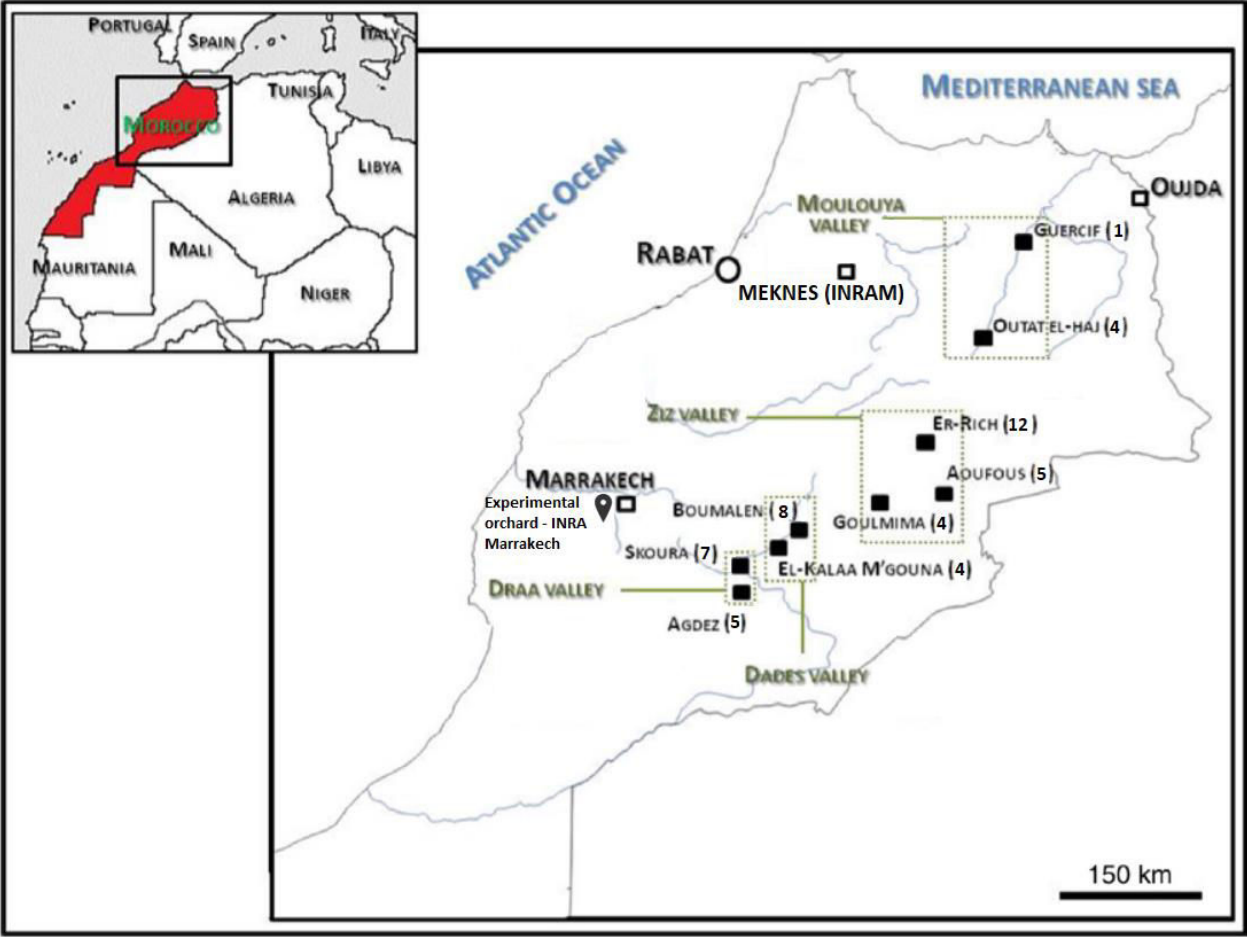


Fig. 1. Geographic origin in Morocco of studied accessions

Table 1. List of apricot accessions and their assignment to the geographical origin (92 accessions and 6 references)

Name	Geographical site	Geographical region	Name	Geographical site	Geographical region
Agdez A5	Agdez	Drâa valley	Agmat5	INRAM	INRAM
Agdez C1	Agdez	Drâa valley	Khorb6	INRAM	INRAM
Agdez LG2	Agdez	Drâa valley	Mans15	INRAM	INRAM
AgdezC2	Agdez	Drâa valley	Maoui	INRAM	INRAM
AgdezLG1	Agdez	Drâa valley	Delpatriarca	INRAM	INRAM
SKA1	Skoura	Drâa valley	Gelitano	INRAM	INRAM
SKH1	Skoura	Drâa valley	Marouch3	INRAM	INRAM
SKH2	Skoura	Drâa valley	Marouch4	INRAM	INRAM
SKH3	Skoura	Drâa valley	Marouch16	INRAM	INRAM
SKH4	Skoura	Drâa valley	GK1	X	X
SKT1	Skoura	Drâa valley	Cg2	X	X
SKT5	Skoura	Drâa valley	A	X	X
KM5	Kalaat Meggouna	Dadès valley	B	X	X
KM8	Kalaat Meggouna	Dadès valley	C	X	X
KMG5	Kalaat Meggouna	Dadès valley	Ab1	X	X
KMG8	Kalaat Meggouna	Dadès valley	Ab2	X	X
Boum A2	Boumalen	Dadès valley	Ab3	X	X
Boum J2	Boumalen	Dadès valley	Ab4	X	X
Boum J3	Boumalen	Dadès valley	Ab5	X	X
BoumA1	Boumalen	Dadès valley	Ab6	X	X
BoumA3	Boumalen	Dadès valley	Ab7	X	X
BoumA4	Boumalen	Dadès valley	Ab8	X	X
BoumA5	Boumalen	Dadès valley	Ab9	X	X
BoumLG3	Boumalen	Dadès valley	Ab10	X	X
Outat1	Outat Elhaj	Moulouya valley	Mara1	X	X
Outat2	Outat Elhaj	Moulouya valley	Mara2	X	X
Outat6	Outat Elhaj	Moulouya valley	Mara3	X	X
Outat8	Outat Elhaj	Moulouya valley	Mara4	X	X
Guer1	Guersif	Moulouya valley	Mara5	X	X
AJG1	Aoufous	Ziz valley	Mara6	X	X
AJG2	Aoufous	Ziz valley	Mara7	X	X
AJRB3	Aoufous	Ziz valley	Mara8	X	X
JK7	Aoufous	Ziz valley	Mara9	X	X
JK8	Aoufous	Ziz valley	Mara10	X	X
Gay1	Goulmima	Ziz valley	Mara11	X	X
Gay2	Goulmima	Ziz valley	Mara12	X	X
Gay3	Goulmima	Ziz valley	Mara13	X	X
GM1	Goulmima	Ziz valley	Mara14	X	X
RG1	Er-Rich	Ziz valley	Mara15	X	X
RK1	Er-Rich	Ziz valley	Mara16	X	X
RK2	Er-Rich	Ziz valley	Mara17	X	X
RK3	Er-Rich	Ziz valley	Mara18	X	X
RT1	Er-Rich	Ziz valley	Bayoudhi	Ref 1	Tunisia
RT3	Er-Rich	Ziz valley	Bulida	Ref 2	Spain
RT4	Er-Rich	Ziz valley	Canino	Ref 3	Spain
RTi1	Er-Rich	Ziz valley	Chechi	Ref 4	Tunisia
RTi2	Er-Rich	Ziz valley	Currot	Ref 5	Spain
RTi3	Er-Rich	Ziz valley	Hatifcolomer	Ref 6	France
RTi4	Er-Rich	Ziz valley			
RTi5	Er-Rich	Ziz valley			

2.2. DNA extraction

Samples of young leaves were collected in May 2014, stored at -80 °C and lyophilized before grinding. The genotyping has been performed by BioGEVES laboratory (BioGEVES-Surgères, France), according to the procedure described by Lasnier (2014) (<http://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-00976659>). Genomic DNA was extracted using the Nucleospin 96 Plant II kit (Macherey-Nagel). Approximately 20 mg of dry powder was mixed in each 2 ml tube with 400 µL of PL2 buffer (NaCl) and 10 µL of RNase. The samples were incubated at 65 °C for 30 min and then mixed with 100 µL of PL3 buffer (acetic buffer solution). They were then incubated for 5 min in ice and then centrifuged at 6000 g for 5 min. The supernatant from each sample was added to 450 µL of Buffer PC (Guanidine Hydrochloride), previously distributed in a 96 2.2 mL plate. The samples were transferred to a Nucleospin Plant II mini-column plate and then centrifuged for 5 min at 6000 g to separate the DNA (which binds to the silica membrane of the columns) from the lysate. The membranes were then washed three times with the addition of PW1, PW2 and PW3 buffer. Between each wash, the DNA plate was centrifuged for a few minutes at 6000 g. The mini-column plate was placed on a semi-deepwell elution plate and 100 µL of elution buffer preheated to 65 °C was dispensed into each well. The plate was then incubated at room temperature and centrifuged at 6000 g for 2 minutes. This last elution step was repeated once and then the plate was sealed and stored at 4 °C for amplification. Prior to amplification, the extracted DNA was diluted to 1/5.

2.3. Microsatellite markers selection and PCR amplification

A common set of 21 Microsatellite markers (Table 2) was used to characterize the accessions. Microsatellite primers were isolated and tested in various species of the *Prunus* genus and validated by Bourguiba et al. (2012b). They were chosen to cover the genome, relying on the *Prunus* reference map (Cipriani et al., 1999; Testolin et al., 2000; Yamamoto et al., 2001; Aranzana et al., 2002; Dirlwanger et al., 2002; Hagen et al., 2004; Bourguiba et al., 2010; 2012b). Polymerase Chain Reaction (PCR) amplification was performed using Twelve Paq 10X PCR Buffer II, containing DNA polymerase AmpliTaq Gold® (Applied Biosystem, Foster City, California). Before sequencer analysis, 4 µL of the PCR products of each sample are mixed with 5.8 µL of formamide (which allows the rupture of the hydrogen bonds between the DNA bases) and 0.2 µL of GeneScan 500 LIZ (Applied Biosystems). Whenever possible, deposits are made by multiplexing.

The samples obtained are then subjected to migration by the capillary gene sequencer 3730 DNA Analyzer (Applied Biosystems).

GeneMapper software (Applied Biosystems) has been used to assign the row data.

Table 2. Primer sequences and repeat motif of 21 SSR primers used in this study.

Locus	Primer sequence (5'→ 3')	Linkage group position	Repeat motif	Sequence reference
AMPA100	TGTTTAGTTGAGGGTAACTTTGG CCCTTCCTTTTCTGTGTCTCAC	6	(AG) ₁₂	Hagen et al. (2004)
AMPA101	CAGTTTGATTTGTGTGCCTCTC GATCCACCCTTGCATAAAATC	3	(TC) ₁₁ (AC) ₁₂	Hagen et al. (2004)
AMPA105	CTGCTCTCACTCAACTCAATGC CTCCCCTACCCCTCTGTATCTC	5	(AG) ₁₁	Hagen et al. (2004)
AMPA109	GTGTCCCGAATTCCAATATCC TTTGTCTCAACACTTTCCCTCTC	1	(TG) ₁₁ (AG) ₉	Hagen et al. (2004)
AMPA119	GTGCCCACTTACCTGTTTTAGG TCGACGATCAGACTTGCTACAG	3	(TA) ₉	Hagen et al. (2004)
BPPCT001	AATCCCAAAGGATGTGTATGAG CAGGTGAATGAGCCAAAGC	2	(GA) ₂₇	Dirlewanger et al. (2002)
BPPCT004	CTGAGTGATCCATTTGCAGG AGGGCATCTAGACCTCATTGTT	2	(CT) ₂₂	Dirlewanger et al. (2002)
BPPCT008	ATGGTGTGTATGGACATGATGA CCTCAACCTAAGACACCTTCACT	6	(GA) ₃₆	Dirlewanger et al. (2002)
BPPCT017	TTAAGAGTTTGTGATGGGAACC AAGCATAAATTAGCATAACCAAGC	5	(GA) ₂₈	Dirlewanger et al. (2002)
BPPCT025	TCCTGCGTAGAAGAAGGTAGC CGACATAAAGTCCAAATGGC	6	(GA) ₂₉	Dirlewanger et al. (2002)
BPPCT038	TATATTGTTGGCTTCTTGCATG TGAAAGTGAAACAATGGAAGC	5	(GA) ₂₅	Dirlewanger et al. (2002)
BPPCT040	ATGAGGACGTGTCTGAATGG AGCCAAACCCCTCTTATACG	4	(GA) ₁₄	Dirlewanger et al. (2002)
CPPCT006	AATTAACCTCCAACAGCTCC AATGGTTGCTTAATTCAATGG	8	(CT) ₁₆	Aranzana et al. (2002)
CPPCT022	CAATTAGCTAGAGAGAATTATT GGACAAGAAGCAAGTAGTTTG	7	(CT) ₂₈ CAA(CT) ₂₀	Aranzana et al. (2002)
CPPCT030	TGAATATTGTTCTCAATTCC TCTAGGCAAGAGATGAGA	6	(CT) ₃₀	Aranzana et al. (2002)
CPPCT033	TCAGCAAAGTAGAAACAAA CCTTGCAATCTGGTTGATGTT	7	(CT) ₁₆	Aranzana et al. (2002)
CPPCT034	TCGGTTTTTAAAATTCCAAA GTTACCCTTATTTGCACCCAACA	1	(CT) ₁₄	Aranzana et al. (2002)
MA040a	AGAAATTGGAGTGACGTAAC ACGTGATGAGAAGTAGGGAG	6	(GA) ₁₇	Yamamoto et al. (2001)
UDP97402	TCCATAACCAAAAAAAAAACCC TGGAGAAGGGTGGTACTTG	4	(AG) ₁₇	Cipriani et al. (1999)
UDP98409	GCTGATGGGTTTTATGGTTTTTC CGGACTCTTATCCTCTATCAACA	8	(AG) ₁₉	Cipriani et al. (1999)
UDP98412	AGGGAAAGTTTCTGCTGCAC GCTGAAGACGACGATGATGA	6	(AG) ₂₈	Testolin et al. (2000)

2.4. Data analysis

The polymorphism issued from the genotyping has been analyzed by using:

- The Polymorphic Information Content (PIC): $PIC_i = 2f_i(1-f_i)$ described by Roldan-Ruiz et al. (2000), where PIC_i is the polymorphic information content of marker i , f_i the frequency of the marker bands which were present and $1-f_i$ the frequency of marker bands which were absent.
- The total number of alleles (N_a), the number of genotypes (N_g), observed (H_o) and expected heterozygosity (H_e) (Nei, 1978), Shannon's diversity index (I), and gene flow (N_m) (McDermott and McDonald, 1993) for each locus using GenALEx 6.5 (Peakall and Smouse, 2012).
- Wright's F-statistics were estimated according to the formula of Weir and Cockerham (1984) in POPGENE software v1.32 (Yeh et al., 1999), where F_{is} represents the deviation from Hardy-Weinberg expectation within groups and F_{st} measures the fixation of different alleles in different groups.

Analyse of Molecular Variance (AMOVA) (Excoffier et al., 1992; Peakall and Smouse, 2012) has been performed with GenALEx (v 6.5). Genotype distribution and dendrograms based on genetic distance matrix have been constructed with MEGA6 software (Tamura et al., 2013) with Maximum Composite likelihood model and the Neighbor-joining method. Principal coordinate analysis (PCoA) was conducted on a covariance matrix using GenALEx (v 6.5). Population structure was determined using the STRUCTURE software based on the Bayesian models estimate which assigns individuals to a number K of genetically homogeneous groups without a priori group designation. The length of burn-in and MCMC (Markov Chain Monte Carlo) were set to 10000 for each K based on the work of Evanno et al. (2005) and a run length of 30000. Twenty independent replications (runs) were performed for each simulated value of K , varying from 2 to 20. The optimal value of K using Structure Harvester (Earl and von-Holdt 2011) has been established on the second order likelihood (ΔK) following the procedure described by Evanno et al. (2005).

3. Results and discussion

3.1. SSR polymorphism

The 92 characterized accessions were characterized with nine genetic parameters (Table 3). Locus BPPCT038 was the most polymorphic among the 21 loci (11 alleles), with the highest effective number of alleles, while locus BPPCT001 was the least polymorphic (2 alleles). Altogether, 120 alleles were identified in the set of 92 apricot accessions, with an average of 5.71 alleles per locus. These values were lower than those found by Bourguiba et al. (2012b, 2013). They reported a total of 257 alleles detected across the same SSR loci, ranging from 5 (BPPCT001) to 18 per locus (UDP98- 409), with an average number at 10.28 (3.96 when rare alleles were removed) but obtained on a larger genetic diversity. Other studies (Maghuly et al., 2005; Pedryc et al., 2009) reported higher means values of alleles per locus, 11.83 for 77 apricot accessions and 13.30 for 133 apricot accessions respectively. This result explained by the allelic loss of apricot in the countries of northern Africa, as is already proven in the study of Bourguiba et al. (2012b) which reported a decrease in genetic diversity in terms of allelic richness, private allelic richness and expected heterozygosity, from the east (Turkey and Iran region) to the south-west of the Mediterranean basin and notably in the regions of Morocco. The number of genotypes per locus (N_g) is an important parameter for characterize each studied locus. Therefore, the table 3 presents this distribution for each primer pair varying from the least informative primer (BPPCT001) with 3 genotypes to the most informative primer (UDP98409) with 23 genotypes. In all samples, the PIC values ranged from 0.08 for AMPA109 to 0.43 for BPPCT001, with an average value of 0.19. While the Shannon's information index (I) ranged from 0.332 to 1.528 for CPPCT033 and UDP98409 respectively.

The observed heterozygosity ranged from 0.057 for CPPCT033 to 0.645 for AMPA105, with an average of 0.385, and was lower than the expected heterozygosity in most analyzed locus (from 0.107 to 0.754; average = 0.447). However, the H_e range was lower than those reported previously by Maghuly et al. (2005) (0.595–0.849) using apricot SSR loci. Consequently, the fixation index (F_{is}) values were negative for some locus, indicating on one hand an excess of heterozygosity and on other hand that the global behavior of the apricot genotypes studied was similar to an assortative mating or biased by selection.

The average of F_{st} values (0.126) was higher compared with Bourguiba et al. (2012b) F_{st} value (0.111) and lower than the those reported in previous studies (Maghuly et al., 2005; Pedryc et al., 2009) which found 0.652 and 0.577 respectively, indicating a relatively low genetic differentiation among genotypes and a high gene flow ($N_m = 1.881$) compared to Pedryc et al. (2009) N_m value (0.133). This low differentiation and large gene flow were probably due to the interconnected origins of the accessions and to the reproductive system of Moroccan accession often based on seedling dissemination.

Therefore, we are analyzing an apricot collection characterized on the one hand a rather large polymorphism and on the other hand by a reduced genetic diversity.

Table 3. Genetic parameters for 21 SSR loci used in this study.

Locus	Na	Ng	PIC	I	Ho	He	Fis	Fst	Nm
AMPA100	7	15	0.16	1.001	0.511	0.530	0.035	0.080	2.859
AMPA101	5	9	0.12	0.429	0.208	0.230	0.096	0.133	1.636
AMPA105	6	12	0.22	1.179	0.645	0.634	-0.017	0.084	2.732
AMPA109	4	5	0.08	0.193	0.080	0.107	0.253	0.136	1.584
AMPA119	3	5	0.13	0.357	0.174	0.199	0.128	0.093	2.435
BPPCT001	2	3	0.43	0.484	0.348	0.332	-0.048	0.100	2.260
BPPCT004	7	14	0.20	1.119	0.505	0.622	0.189	0.151	1.407
BPPCT008	6	15	0.23	1.117	0.573	0.619	0.074	0.077	3.007
BPPCT017	4	7	0.32	0.914	0.638	0.567	-0.125	0.120	1.830
BPPCT025	6	8	0.15	0.747	0.329	0.433	0.240	0.109	2.048
BPPCT038	11	19	0.14	1.249	0.525	0.659	0.204	0.141	1.520
BPPCT040	3	4	0.18	0.349	0.167	0.225	0.259	0.161	1.302
CPPCT006	7	15	0.20	1.068	0.465	0.578	0.195	0.171	1.216
CPPCT022	9	14	0.15	1.000	0.514	0.560	0.083	0.123	1.779
CPPCT030	6	11	0.17	0.803	0.501	0.434	-0.154	0.167	1.248
CPPCT033	4	5	0.11	0.332	0.057	0.190	0.702	0.126	1.727
CPPCT034	4	6	0.23	0.549	0.277	0.372	0.255	0.153	1.383
MA040a	5	9	0.22	0.776	0.247	0.446	0.447	0.179	1.144
UDP97402	5	6	0.18	0.629	0.348	0.382	0.090	0.084	2.725
UDP98409	10	23	0.17	1.528	0.644	0.754	0.146	0.101	2.221
UDP98412	6	13	0.20	0.899	0.341	0.514	0.337	0.148	1.445
Multilocus Average	5.71	10.38	0.19	0.796	0.385	0.447	0.161	0.126	1.881

Na: number of alleles; Ng: number of genotypes; PIC: polymorphic information content; I: Shannon's information index; Ho: observed heterozygosity; He: expected heterozygosity; Fis: fixation index values; Fst: Wright's analysis of hierarchical F-statistic and Nm: gene flow.

3.2. Genetic diversity of apricot geographic groups

3.2.1. Genetic variability

Analysis of molecular variance (AMOVA) was performed to differentiate the 92 accessions according to their geographic sites (10) and regions (6). No genetic variance among studied regions, 6% of total variability was found among geographic sites and 94% of variability within genotypes of each group (Table 4).

Table 4. Analysis of molecular variance (AMOVA) among the 92 apricot genotypes (6 regions, 10 groups)

Source	Df	Sum of Squares	Est. Var.	%
Among regions	5	95.987	0.000	0%
Among groups	4	78.157	0.910	6%
Within groups	82	1166.497	14.226	94%
Total	91	1340.641	15.136	100%

Therefore, the AMOVA implemented in GenALEX allowed to estimate the variability of apricot accessions at two levels: (i) an intra-group level varied between accessions of each geographical site (ii) an inter-group level varied between the 10 geographical sites. The results confirm that used SSR locus can be used to identify the level of genetic variability in apricot, in according with the findings of other authors (Hormaza 2001, 2002; Romero et al., 2003; Zhebentyayeva et al., 2003; Sánchez-Pérez et al., 2004, 2006; Krichen et al., 2006; Tian-Ming et al., 2007; Martínez-Mora et al., 2009; Bourguiba et al., 2012b). In addition, this variability agrees with the level of polymorphism found in studied apricots using the SSR markers compared to previously-studied (de Vicente et al., 1998; Badenes et al., 1998; Yuan et al., 2007).

3.2.2. Genetic identity and genetic distance

The knowledge about the relationships between Moroccan apricot genotypes is important for conservation purposes, the design of the genome association studies, and study of this population's evolutionary history. Genetic distance and genetic identity between the 10 groups were quantified based on allele frequencies according to Nei (Nei et al., 1972). To quantitatively assess genetic variability between groups, Nei's genetic identity and genetic distance were calculated (Table 5). Group genetic identities were ranged from 0.831 to 1 while the genetic

distances varied from 0 to 0.185. This indicates that the dissimilarity degree was higher between different groups and the genetic distance was also very important. The similarity degrees between the accessions issued from both geographical sites of Darâa valley (Agdez, Skoura) with INRAM and group X were the highest (= 1) and automatically they were found with the lowest genetic distance (0). In addition, the same identities and distance ranges were found between INRAM with Er-Rich and Outat Elhaj groups.

However, the genetic distance (0.831) between Aoufous group and Outat Elhaj was the largest, while the genetic differentiation was the weakest (0.185).

Table 5. Nei's unbiased measures of genetic distance (1978) and genetic identity between the 10 apricot groups

	Agdez	Skoura	Kalaat Meggouna	Boumalen	Aoufous	Goulmima	Er-Rich	INRAM	X	Outat Elhaj
Agdez	*****	0.98	1	0.96	0.89	0.87	0.92	1	0.97	0.94
Skoura	0.02	*****	1	0.99	0.96	0.94	0.97	1	1	0.98
Kalaat Meggouna	0	0	*****	0.97	0.90	0.84	0.92	0.99	0.97	0.92
Boumalen	0.04	0.01	0.03	*****	0.94	0.93	0.88	0.93	0.99	0.88
Aoufous	0.12	0.05	0.11	0.07	*****	0.94	0.89	0.89	0.95	0.83
Goulmima	0.15	0.06	0.17	0.08	0.06	*****	0.87	0.87	0.93	0.85
Er-Rich	0.08	0.03	0.09	0.12	0.11	0.14	*****	1	0.94	0.98
INRAM	0	0	0.01	0.08	0.12	0.14	0	*****	0.98	1
X	0.04	0	0.03	0.01	0.06	0.08	0.06	0.02	*****	0.94
Outat Elhaj	0.06	0.02	0.08	0.13	0.19	0.16	0.02	0	0.06	*****

The values below diagonal were Nei's unbiased measures of genetic distance (1978) and the values above diagonal were genetic identity

Based on these results, a homogeneous cluster consisting of close groups, namely Agdez / Skoura / KM, was observed. Aoufous and Outat Elhaj groups are the furthest apart and belong to distant and unconnected valleys, while the INRAM collection includes a significant diversity as well as the X group.

3.2.3. Clustering analysis

To complete the information about inter and intra groups distances, the cluster analysis of distance matrices based on an MEGA6 algorithm was carried out and allowed to generate a dendrogram map (Fig. 2). The dendrogram showed that studied accessions were grouped into two main clusters. Cluster 1 (C1) comprise 16 accessions including 3 references (Bayoudhi, Bulida and Currot), while cluster 2 (C2) was the largest (82 accessions). Cluster 2 is subdivided in two subclusters, the first group (C2a) included 47 separated accessions and no references and the second group (C2b) comprise 35 genotypes including 3 references (Hatif colomer, Canino and Chechi). The repartition of the 92 accessions in the two clusters and subclusters seemed not related to their geographical origin. This shows a weak impact of the geographic origin on the genetic diversity of studied accessions.

Furthermore, this result confirms the AMOVA analysis, we found 0% of variability between the studied geographical regions while 94% of variability is discriminated by the intra-group genotype effect. These results are in agreement with those reported by Mamouni et al. (2014) who have highlighted a significant genetic diversity of Moroccan apricot independent of geographical origin and highlighted the importance of oasis agroecosystems of the country as active incubators of genetic variability, containing both a considerable diversity of cultivated species and high genetic diversity within crops.

Compared with reference cultivars, most of the accessions issued from sub-cluster C2a were not related to any reference variety and the two reference varieties Canino and Delpatriarca were defining in two different clusters. Canino cluster is characterized by the presence of the Marouch accessions (numbered 3, 4 and 16) issued from a prospection within Canino ecotypes type (Barbeau, 1980). It is completed by the accessions issued from Moulouya Valley (except for Outat 2 and Guer 1).; These elements are in line with Mamouni's et al. (2014) hypothesis, expressing that a part of the diversity present in Morocco is clearly issued from Canino type, probably through the development of seedling deriving from the original type and propagated for their agronomical interest. Concurrently the same process is characterizing Delpatriarca's cluster with a less diversified population compared to Cnino cluster.

This pattern of distribution confirms the two antagonistic processes reported by Mamouni et al. (2014) to explain the evolution of Moroccan apricot populations: an authentic diversified genetic population issued from the oases, and the probable gene flow of two clonal varieties Delpatriarca and Canino with a genetic drift due to a bottleneck effect.

Despite origin difference, these accessions can be considered "in situ sampled" because they came from specific geographical areas where the local apricots were diversified through the selection of seed-reproduced populations, as previously mentioned (Bourguiba et al., 2012b). In addition to the geographical difference, there is another factor related especially to genetic differentiation between the different groups. Indeed, according to the relatively low genetic differentiation between studied groups expressed by a high gene flow ($Nm = 1.881$), this indicates the existence of gene exchanges, to a certain extent, between studied populations. For seed plants, genetic migration between populations has been produced by the external gene carried by pollen or seeds (Hamrick, 1987).

The possibilities of propagation of pollen by the wind are very weak on *Prunus* species, so the possibilities of dissemination are expected to be more related to seed propagation than to recombination events.... Indeed, the main route of gene exchange could be human intervention. These reasons could probably be the main factors in the formation of relatively independent Mendelian populations. Meanwhile, another factor may be related to the size of the population that also affected genetic diversity. A smaller sample size may result in a decrease in apricot diversity, as seen for North Africa area. Indeed, a larger sample size will yield accurate results (Li and Xingjun, 2014).

The knowledge about the relationships between Moroccan apricot genotypes is important for conservation purposes, for designing genome association studies and studying population's evolutionary history. Therefore, the level of genetic diversity of Moroccan apricot accessions identified revealed great potential for germplasm improvement. However, an understanding of the genetic structure and relationships among cultivars is required to generate improved cultivars for the selection or for breeding program.

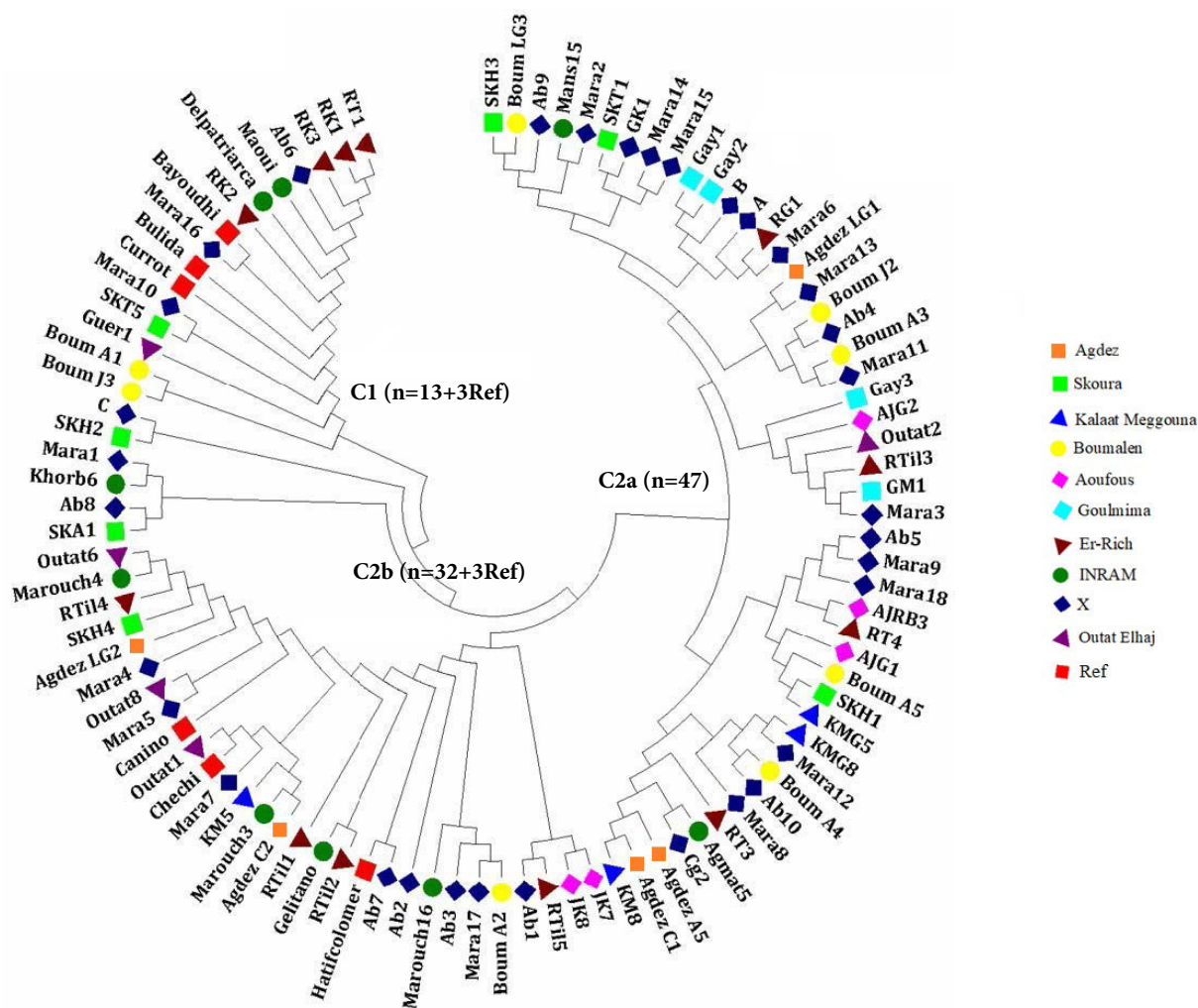


Fig. 2. Dendrogram of 92 genotypes and 6 references based on SSR markers data, by MEGA6 software with Maximum composite likelihood model and the Neighbor-joining method.

3.3. Genetic structure among apricot geographic groups

3.3.1. Group relationships and structuration

The actual genetic structure of the analyzed population reflects the interactions within species between accessions issued from different regions (in our case). It involves in their long-term evolution, mutation and recombination events, genetic drift, reproductive system, gene flow, and natural selection (Schaal et al., 1998). Thus, understanding the level of a genetic structure of a crop is a prerequisite for the conservation and effective use of genetic material available for reproduction (Laidò et al., 2013). According to that the knowledge of the genetic structure of apricot populations and of the related phenotypic variation of great interest.

For the groups structuration, the 92 Moroccan apricot accessions and 6 reference varieties were analyzed using principal coordinate analysis (PCoA) performed by GenAlEx (v 6.5) software.

Besides, the principal coordinate analysis was performed to visualize the relationships among genotype groups in more details. 28.40% of total variation was explained by the first two coordinates. The first axis explained 21.14% of the total variability while the second axis accounted for 7.26% of the total variability (Fig. 3).

Similar cluster results were obtained as shown in the clustering analysis in Fig. 2, and most cultivars clustered based on their genotype than geographic origin. More than 50% of studied accessions cultivars were grouped together (C2) without any relation to the reference varieties. It is a group of diversified and heterogeneous germplasm issued from different geographical origin and it constitute with 80% of group X accessions whose origin is unknown. However, cluster 1 (on the left side of plot) is subdivided into two subgroups and each one was related to three reference varieties, as already explained in clustering analysis. C1a was the most distant sub-cluster and constitute with 8 different accessions related to three reference varieties (Bulida, Currot and Bayoudhi) and it was rather the group related to Delpatriarca variety. C1b is more diversified compared to C1a and related to three references varieties (Canino, Chechi and Hatifcolomer). The observed variability (28.40% of total variation) was higher compared to variability (16.1%) found by Mamouni et al. (2014) for almost same studied accessions. However, the same accessions dispersion was reported, such as the first two axes explained 16.1% of the total variation and the first axis allowed for the separation of apricots into two main clusters. The sub-cluster C1-1 spanned a wide surface in the scatter plot, indicating its high diversity, while both sub-clusters C1-2 and C1-3, characterized by a low diversity, were plotted in the restricted zones of the plot. In addition, unlike the sub-cluster C2-2 (Delpatriarca group), the sub-clusters C2-1 and C2-3 (Canino group) spanned a wide diversity range.

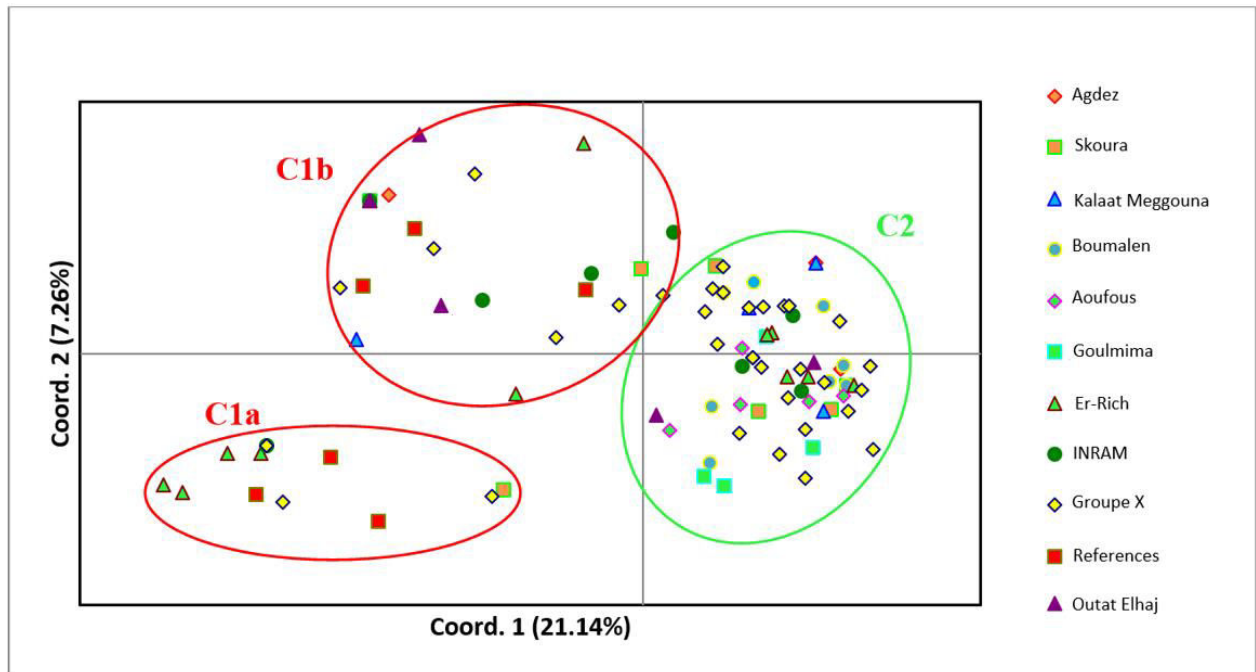


Fig. 3. Two-dimensional representation of the first and second axes of the principal component analysis (PCoA) from the matrix of genetic distances.

3.3.2. *Structure Model-based Bayesian approach*

For a structure analysis, the 92 apricot germplasms including 6 reference varieties were clustered using the Maximum composite likelihood model, the Neighbor-joining method, and a structure-based Bayesian approach. The population structure was analyzed using a Bayesian approach on 92 germplasms implemented in Structure software.

In order, to provide further evidence of hierarchical structure, powerful computational tools meant to deduce population structure were used. Structure software v2.1 (Pritchard et al. 2000) performs Bayesian assignments of genotypes to a given number of genetically homogenous clusters (K) of populations. The most likely K for the given range of 2–20, was computed using structure harvester (Earl and vonHoldt 2011) based on both the log likelihood and maximum DK (Evanno et al. 2005). The maximum value of DK was detected at K = 2 (Fig. 4, 5). This shows that K = 2 was the best genetic model of studied germplasms (Fig. 4). However, no clear genetic structure was observed either in relation to geographical origin using the Structure program. Similar results were reported by the Mamouni et al. (2014) who found that the genetic material of Moroccan apricot can be represented as a k = 2 model or k = 3 for 180 analyzed genotypes.

Therefore, the results of dendrogram, PCoA and neighbour-joining tree analysis indicated that the 92 accessions were divided into two main groups which is in agreement with the STRUCTURE

results at $K = 2$. This result (Fig. 4, 5) indicated that the genetic structure of Moroccan apricot could be grouped into two populations: A less diverse population related to reference varieties, including Canino and Delpatriarca cultivars, and a major population authentic not related to any reference variety and characterized by its significant genetic diversity consists with accessions issued from different geographical sites in Morocco.

Indeed, a number of reasons support the hypothesis that Moroccan apricots have a genetic lineage distinct from other available germplasm. Such that Moroccan apricots, at the base, were multiplied by seeds, with the exception of some cultivars especially Canino and Delpatriarca. The multiplication of seeds, unlike the propagation of the graft that fixes the genotype, leads to many successive breeding events that can lead to genetic drift within a population with an additional impact generated by farmers. This evolutionary model involves both high genetic differentiation in apricot populations and low genetic diversity. This has been confirmed by previous studies on Moroccan and Tunisian apricots (Bourguiba et al., 2012a, Mamouni et al., 2014).

Even if it has been shown that Moroccan genetic apricot groups have a narrow genetic base compared to other genotype groups in the Mediterranean Basin. A strong genetic differentiation was observed between Moroccan genetic materials. For most crop species, the domestication processes cause a loss of genetic diversity due to the bottleneck effect and genetic drift (Hyten et al., 2006; Haudry et al., 2007). This hypothesis was confirmed by the analysis of sexually reproduced populations in the Maghreb region using SSR markers (Bourguiba et al., 2012b). However, estimation of genetic diversity reduction due to bottleneck domestication could be biased by human selection (Tanksley et al., 1997). Another hypothesis of genetic loss could be related to the appearance of self-compatibility and by the time that apricot spent with this farming system in an environment devoid of its wild relatives, as in Moroccan oases (Kodad et al., 2013). Other supposition related to the gene pool, Mamouni et al. (2014) reported that the genetic material in Morocco shows a reduction in genetic diversity of about 37.8% and 16.07%, respectively, while its reduction in diversity is only 3.4% and 6% respectively in continental Europe.

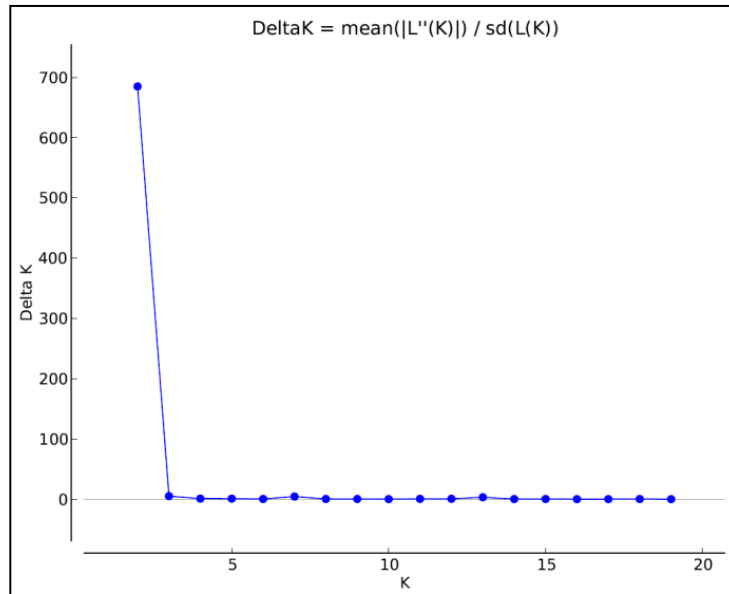


Fig. 4. The detection of the true number of clusters inferred by the STRUCTURE software; ΔK calculated as the mean of the second-order rate of change in likelihood of K divided by the standard deviation of the likelihood of K , $m|L''(K)|/sd(L(K))$; where inferred clusters (K) ranged from 2 to 20. ΔK achieves its highest peak when $K=2$ (the most likely value of K); generated by the STRUCTURE HARVESTER, and based on the approach of Evanno et al. (2005).

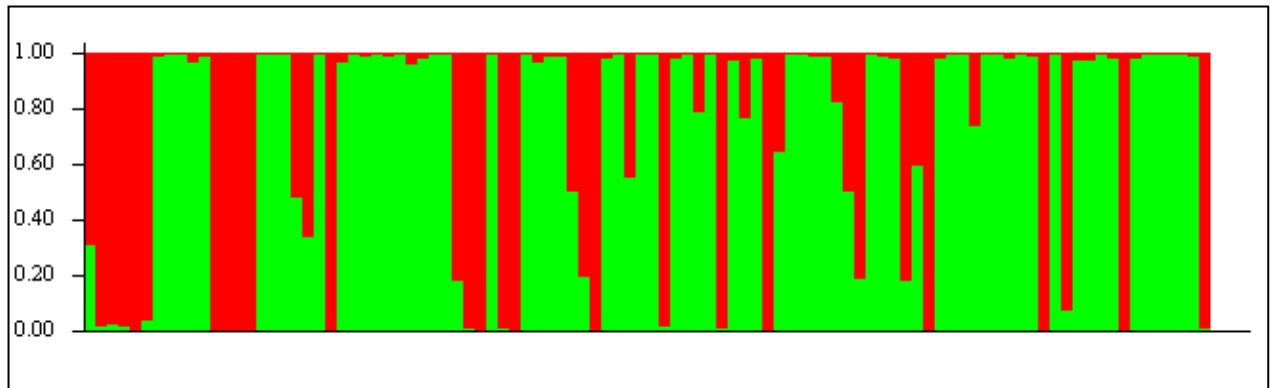


Fig. 5. Genetic structure of 92 genotypes and 6 references assessed by STRUCTURE software (20 independent runs of each K value (from $K = 1$ to 20) were performed with 50000 as the burn-in and 100000 iterations).

3.4. Genetic structure within apricot geographic groups

Our results help us to explain the distribution of Moroccan apricot in a finer geographical scale characterized by its different agroecological conditions. Focusing on this global genetic structure without any geographical consideration (Table 6), three different classifications or rather a typology can be extracted according to the three types of genetic analyzes carried out (Table 6). The three classifications make it possible to separate germplasms into two different populations. The distribution of apricot genotypes was different among both populations. The breadth and trend of each population differs from an analysis to another. The PCoA and structure analyzes have closer classifications to that of the dendrogram. The first population (green color) was characterized by a large size, an important genetic diversity and it is not related to any reference variety. While the second population (red color) consists of accessions related to all reference varieties. To make it easier to read genetic structure and diversity of studied germplasms, we opted for pie charts for each geographic site which indicates the percentage of membership in each of the both populations (clusters) (Fig. 6). This percentage was calculated by combining the matrix of the results of the three analyzes in order to have an average in the form of a percentage.

The effect of geographic origin does not important in three classifications, such as no clear genetic structure was displayed according to the geographical origin of accessions. He et al. (2007) analyzed 22 apricot cultivars using SSR markers, they concluded that the variety types from the same geographic population could not be clustered to one group. In other words, the studied populations were not relatively independent Mendelian populations. The most differentiated genetic group was the group Er-Rich (Table 6, Fig. 6) which also had the highest genetic diversity within both identified populations. The first population (green color) includes genotypes related to Delpatriarca, it was very large, characterized with a heterogeneous population and made up of 69% of group X accessions whose origin is unknown. Besides Group X, the majority of apricot accessions of second population (green color: Delpatriarca group) were issued from Ziz valley. They are grown under Saharan climatic conditions with a short winter period and high temperatures starting in early spring, and they are characterized by having low chilling requirements and are early blooming, with flat-shaped, white flesh fruit; they, however, display a limited ability for fresh fruit conservation and processing.

The second population (red color) was small size compared to first population, was characterized with a narrow genetic diversity and includes genotypes related to Canino phenotypic traits, especially INRAM group namely Gelitano and Marouch group (3, 4 and 16). In addition to INRAM accessions, this population consists mainly with apricots issued from Moulouya valley (Outat Elhaj: 53%) (Fig. 6). These apricots are grown under arid conditions with a relatively long winter period and lower temperatures than the first group (Barbeau and Bouami, 1980). These accessions display higher chilling requirements than the first group and are characterized by oval-shaped, relatively large-sized fruit with yellow flesh, similar to the fruits of Canino (Mmouni et al., 2014).

Therefore, the hypothesis of a gene flow in both populations is considerable. This has been reported in previous studies on apricots from northern Africa with the same SSR markers used in our study by Bourguiba et al. (2013) and also on Moroccan apricots as suggested by Mamouni et al. (2014) who reported the possibility of a significant gene flow of "Canino" and Del Patriarca' to local apricot populations in Morocco.

In our study, the combination of the three genetic structuring analyzes supports this result. Indeed, Moroccan apricot tends to a both allocations (two gene pools) for all groups which are assigned to a both populations. This is probably due to the low genetic differentiation and especially to the important gene flow found in this study. In addition to the interconnected origin of the studied stands and the mode of spread of pollen that promotes gene flow. In addition, the human intervention has probably greatly influenced this genetic drift to found a reduced gene pool, a genetic mix that is being realized between different populations.

Table 6. Genetic structure of 92 genotypes and 6 references assessed by the three studied tests

Dendrogram	PCoA analysis	Structure analysis	Geographical site	Geographical region
Hatifcolomer	Hatifcolomer	Hatifcolomer	Ref 1	References
Canino	Canino	Canino	Ref 2	
Bulida	Bulida	Bulida	Ref 3	
Chechi	Chechi	Chechi	Ref 4	
Bayoudhi	Bayoudhi	Bayoudhi	Ref 5	
Currot	Currot	Currot	Ref 6	
Agdez A5	Agdez A5	Agdez A5	Agdez	Drâa valley
Agdez C1	Agdez C1	Agdez C1	Agdez	
Agdez LG2	Agdez LG2	Agdez LG2	Agdez	
AgdezC2	AgdezC2	AgdezC2	Agdez	

AgdezLG1	AgdezLG1	AgdezLG1	Agdez
SKA1	SKA1	SKA1	Skoura
SKH1	SKH1	SKH1	Skoura
SKH2	SKH2	SKH2	Skoura
SKH3	SKH3	SKH3	Skoura
SKH4	SKH4	SKH4	Skoura
SKT1	SKT1	SKT1	Skoura
SKT5	SKT5	SKT5	Skoura
KM5	KM5	KM5	Kalaat Meggouna
KM8	KM8	KM8	Kalaat Meggouna
KMG5	KMG5	KMG5	Kalaat Meggouna
KMG8	KMG8	KMG8	Kalaat Meggouna
Boum A2	Boum A2	Boum A2	Boumalen
Boum J2	Boum J2	Boum J2	Boumalen
Boum J3	Boum J3	Boum J3	Boumalen
BoumA1	BoumA1	BoumA1	Boumalen
BoumA3	BoumA3	BoumA3	Boumalen
BoumA4	BoumA4	BoumA4	Boumalen
BoumA5	BoumA5	BoumA5	Boumalen
BoumLG3	BoumLG3	BoumLG3	Boumalen
Outat1	Outat1	Outat1	Outat Elhaj
Outat2	Outat2	Outat2	Outat Elhaj
Outat6	Outat6	Outat6	Outat Elhaj
Outat8	Outat8	Outat8	Outat Elhaj
Guer1	Guer1	Guer1	Guersif
AJG1	AJG1	AJG1	Aoufous
AJG2	AJG2	AJG2	Aoufous
AJRB3	AJRB3	AJRB3	Aoufous
JK7	JK7	JK7	Aoufous
JK8	JK8	JK8	Aoufous
Gay1	Gay1	Gay1	Goulmima
Gay2	Gay2	Gay2	Goulmima
Gay3	Gay3	Gay3	Goulmima
GM1	GM1	GM1	Goulmima
RG1	RG1	RG1	Er-Rich
RK1	RK1	RK1	Er-Rich
RK2	RK2	RK2	Er-Rich
RK3	RK3	RK3	Er-Rich
RT1	RT1	RT1	Er-Rich
RT3	RT3	RT3	Er-Rich
RT4	RT4	RT4	Er-Rich
RTi1	RTi1	RTi1	Er-Rich
RTi2	RTi2	RTi2	Er-Rich
RTi3	RTi3	RTi3	Er-Rich

Dadès valley

Moulouya valley

Ziz valley

RTi14	RTi14	RTi14	Er-Rich	
RTi15	RTi15	RTi15	Er-Rich	
Agmat5	Agmat5	Agmat5	INRAM	
Khorb6	Khorb6	Khorb6	INRAM	
Mans15	Mans15	Mans15	INRAM	
Maoui	Maoui	Maoui	INRAM	
Delpatriarca	Delpatriarca	Delpatriarca	INRAM	INRAM
Gelitano	Gelitano	Gelitano	INRAM	
Marouch 3	Marouch 3	Marouch 3	INRAM	
Marouch4	Marouch4	Marouch4	INRAM	
Marouch 16	Marouch 16	Marouch 16	INRAM	
GK1	GK1	GK1	X	
Cg2	Cg2	Cg2	X	
A	A	A	X	
B	B	B	X	
C	C	C	X	
Ab1	Ab1	Ab1	X	
Ab2	Ab2	Ab2	X	
Ab3	Ab3	Ab3	X	
Ab4	Ab4	Ab4	X	
Ab5	Ab5	Ab5	X	
Ab6	Ab6	Ab6	X	
Ab7	Ab7	Ab7	X	
Ab8	Ab8	Ab8	X	
Ab9	Ab9	Ab9	X	
Ab10	Ab10	Ab10	X	
Mara1	Mara1	Mara1	X	
Mara2	Mara2	Mara2	X	Groupe X
Mara3	Mara3	Mara3	X	
Mara4	Mara4	Mara4	X	
Mara5	Mara5	Mara5	X	
Mara6	Mara6	Mara6	X	
Mara7	Mara7	Mara7	X	
Mara8	Mara8	Mara8	X	
Mara9	Mara9	Mara9	X	
Mara10	Mara10	Mara10	X	
Mara11	Mara11	Mara11	X	
Mara12	Mara12	Mara12	X	
Mara13	Mara13	Mara13	X	
Mara14	Mara14	Mara14	X	
Mara15	Mara15	Mara15	X	
Mara16	Mara16	Mara16	X	
Mara17	Mara17	Mara17	X	
Mara18	Mara18	Mara18	X	

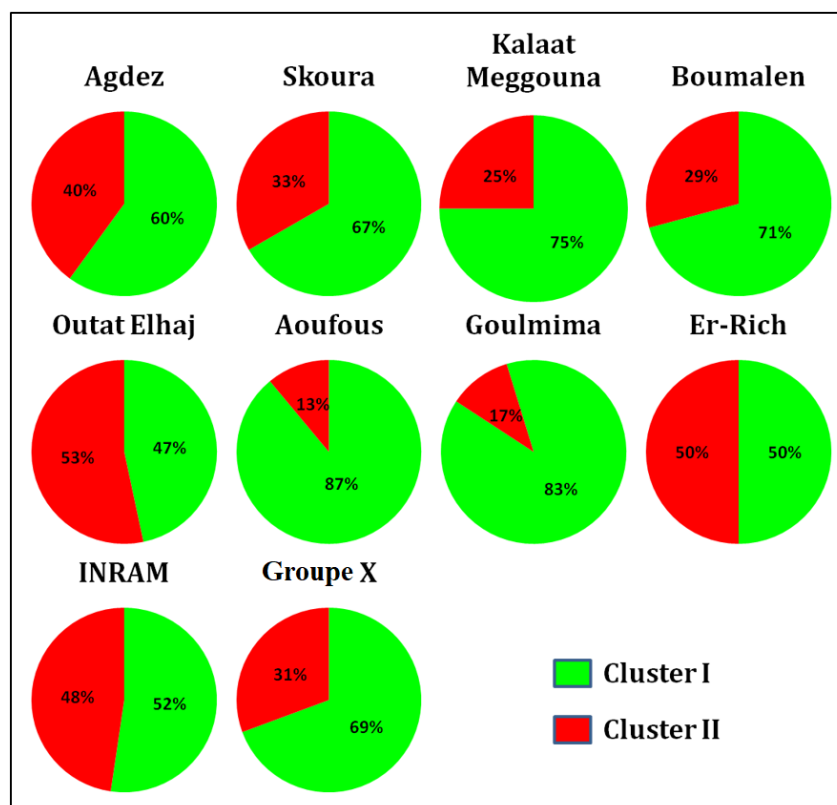


Fig. 6. Distribution of accessions from each geographic site by combining the result of the three genetic structuring analyzes.

4. Conclusion

The results obtained from this study indicate that microsatellite markers are useful tools for the identification of apricot genetic resources. All the evidence has shown that the genetic structure of Morocco can be divided into two populations: a major one constituted by most genetic groups accessions (authentic population related especially to Delpatriarca variety) and a second minor population, less diversified and related to all reference varieties, include Canino variety. No clear genetic structure was displayed according to geographic regions of accessions (variability among regions = 0 %). However high genetic diversity was found within apricot accessions (94% of variance).

The statistical analyzes carried out made it possible to simplify the management of the Moroccan apricot genetic resources. Indeed, the structure obtained between the 92 genotypes could be

suggested as a core-collection that summarizes the genetic diversity of Moroccan apricot. This can be an important entry point for further research and exploitation of identified genetic resources. Indeed, among these various accessions, phenotypic analyzes will be carried out in order to select apricot genotypes and improve the genetic potential of the cultivation and use of the fruit. This work could widen the genotype of apricots at the scale of the Mediterranean basin and constitute a large basic collection representative of the species in the country.

CHAPITRE II : Analyse des composés physicochimiques et biochimiques

Ce chapitre correspond à des travaux réalisés dans l'objectif d'évaluer la qualité des abricots. Différents critères et attributs physiques, chimiques et biochimiques ont été étudiés. Cependant, divers travaux ont montré qu'il existe une importante variabilité de ces critères selon plusieurs facteurs liés principalement au génotype, au stade de maturité et à l'utilisation du fruit. En effet, il est nécessaire d'acquérir une meilleure connaissance de cette variabilité pour déterminer la qualité de l'abricot. Pour cela, des analyses physicochimiques et biochimiques ont été effectuées sur les abricots en tenant en compte de la variabilité des génotypes et l'effet du stade de la maturation. L'étude a été portée sur des accessions bien sélectionnées des 92 génotypes analysés auparavant dans l'analyse de la diversité génétique.

Dans ce chapitre, on présente les résultats des analyses sous forme de deux articles publiés et trois projets d'articles :

- a) Evolution de certains critères de la qualité des fruits au cours de la maturation de douze nouveaux clones d'abricots marocains (*Prunus armeniaca* L.)

Résumé : L'abricot (*Prunus armeniaca* L.) est l'une des espèces de Prunus les plus répandues cultivées dans les zones tempérées et c'est une source importante de vitamines, de sucres et d'acides organiques. Les abricots contiennent également certaines substances phytochimiques qui ont des effets bénéfiques sur le métabolisme humain. Cependant, peu de données existent sur les caractéristiques qualitatives des abricots marocains. L'objectif de cette étude est d'évaluer la qualité de douze clones locaux et, par conséquent, d'identifier ceux qui présentent des traits de qualité importants et intéressants. En effet, les paramètres de la qualité tels que la teneur en solides solubles (SS), la valeur du pH, l'acidité titrable (TA) et l'indice de la maturité (SS / TA) ont été évalués.

Les principaux acides organiques des fruits d'abricot ont été détectés et quantifiés. L'analyse des composantes principales a été effectuée, d'une part pour étudier la corrélation entre les paramètres de la qualité des fruits et d'autre part pour évaluer l'impact du stade de la maturité et l'effet du génotype qui sont considérés comme des facteurs décisifs dans la qualité des fruits des abricots. Les clones d'abricot ont été analysés pendant trois stades de maturation : semi-mûr (M1), commercialement mûr (M2) et maturité de consommation (M3). Les résultats ont montré

que l'acide malique et l'acide citrique étaient les composés prédominants dans tous les abricots analysés. Entre les différents stades de la maturité, l'acide malique variait de 7,02 à 22,86 g / kg de poids frais (PF) alors que l'acide citrique variait de 6,36 à 23,28 g / kg PF de M3 au M1 respectivement. Les acides quinique, fumarique et ascorbique ont été également quantifiés dans les fruits d'abricot. Des niveaux significatifs de la vitamine C variant de 0,001 au 0,150 g / kg FW ont été retrouvés dans les abricots analysés et une variabilité remarquable a été observée pour tous les paramètres de qualité étudiés. De plus, des corrélations significatives ont été trouvées entre les variables pH, SS, l'indice de la maturité (SS/TA) et les acides organiques principalement l'acide citrique et l'acide malique. Une diversité génétique a été observée en termes des caractéristiques de la qualité des clones étudiés. Cette hétérogénéité peut être un atout dans le développement du secteur des abricots dans la région de Marrakech soit pour le marché de la consommation à l'état frais ou pour le secteur de la transformation des abricots en différents produits.

b) Évolution des pigments et leur corrélation avec la couleur de la peau en fonction de la maturation des fruits de différents génotypes d'abricots marocains (*Prunus armeniaca* L.)

Résumé : Parmi les caractéristiques de la qualité des abricots, la couleur du fruit joue un rôle très important dans le choix des fruits pour la consommation fraîche ou la technologie de transformation des abricots. Dix nouveaux clones d'abricots différents (Boum A2, Agdez LG1, Marouch 4, Ab5, Marouch 16, RTil 4, Clone C, Mans15, Agdez C2 et Cg 2) ont été cueillis au cours de deux stades de maturation (M1 : semi-mûr et M2: commercialement mûr). Les paramètres de la couleur (L^* , a^* , b^*), l'angle de teinte (H°), le chroma (C^*), les teneurs en chlorophylle a, chlorophylle b, chlorophylles totales, β -cryptoxanthine, γ -carotène, β -carotène, Provitamine A et caroténoïdes totaux ont été déterminés.

L'analyse des pigments a montré que les clones d'abricots sont significativement différents ($p < 0,05$). Il a été constaté que la teneur en composés chlorophylliens (a et b) dans tous les clones d'abricots a considérablement diminué avec la maturation alors que celle des composés caroténoïdes a augmenté. Des corrélations importantes entre les paramètres de la couleur et l'évolution du pigment ont été trouvées. Les variables a^* , b^* et C sont corrélés positivement avec les caroténoïdes totaux ($r > 0.755$) et négativement avec la teneur en chlorophylle ($r < -0.520$). Cette relation a révélé l'importance de ces paramètres dans le développement des pigments colorés et donc dans le suivi de la maturation des abricots. L'analyse en composants principales

(ACP) a permis d'observer que la couleur des abricots dépend du type de clone et du stade de la maturité. Cependant, nous avons rapporté également une richesse des abricots marocains en termes des caroténoïdes et de la Provitamine A, cette information sera utile dans développement du secteur de l'abricot soit pour la consommation fraîche ou pour l'industrialisation dans la région.

c) Caractérisation des polyphénols par Thiolyse-UFLC et de la capacité antioxydante de nouveaux clones d'abricots marocains au cours de la maturation des fruits

Résumé : Le profil phénolique et le pouvoir antioxydant de dix nouveaux clones d'abricots marocains ont été analysés afin d'évaluer l'évolution des polyphénols et leur contribution aux activités antioxydantes au cours de la maturation. Compte tenu de ses avantages, la méthode de thioacidolyse combinée à la méthode de chromatographie en phase liquide ultra-rapide (UFLC) s'est révélée très pratique et efficace pour déterminer complètement la composition phénolique et ses performances pour quantifier les procyanidines. Les concentrations phénoliques totales variaient de 82 à 1516 mg kg⁻¹ pour M2 (stade commercial) et de 97 à 1833 mg kg⁻¹ sur M3 (stade de consommation). Parmi les quatre groupes phénoliques identifiés, les procyanidines constituaient la classe prédominante avec des concentrations allant de 30 à 1091 mg kg⁻¹ et de 398 à 1411 mg kg⁻¹ pour M2 et M3 respectivement. Les groupes procyanidines et catéchines ont été les principaux contributeurs à la capacité antioxydante des abricots étudiés. L'impact de la maturation était très limité par rapport au génotype, en particulier la couleur de la peau et le calibre des fruits. En effet, les résultats ont montré que les abricots rouges et oranges présentaient des teneurs en composés phénoliques et des activités antioxydantes significativement plus élevées que les abricots clairs, indiquant leur valeur commerciale et leurs applications potentielles dans les aliments et les nutraceutiques.

d) Profils sensoriels et composition biochimique liés à la maturation des abricots marocains

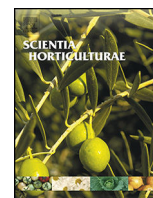
Résumé : For a good fruit quality, the apricots require a balance of sugar and acid contents as well as a distinct good sensory attribute. Sensory characteristics, soluble sugars and organic acids of ten apricot clones were characterized at 2 ripening stages (M2: commercial and M3: consumption). The sucrose was the main sugar in fresh apricots (18.4 - 70.9 g kg⁻¹ FW), followed by glucose (2.7 - 31.2 g kg⁻¹ FW) and fructose 16.1 - 3.7 g kg⁻¹ FW). Citric acid (5.6 - 22.5 g kg⁻¹ FW) was the main organic acid in apricots followed by malic acid (1.7 - 11.5 g kg⁻¹ FW). These

biochemical analyses are expressing significant qualitative and quantitative differences among studied clones in both ripening stages. The Principal Component Analysis revealed that the maturity stage has an important impact in determining the perception of sensory quality using biochemical parameters. Important correlations were found among studied variables, divided on two sensory characteristic groups: “sour group” and “sweet group”. At M2 stage, apricots were more firm, acidic, characterized by herbaceous odor and high citric acid level. While, at M3 stage, fruits were sweeter, characterized by floral, fruity and apricot flavors and rich in reducing sugars (glucose and fructose) and high soluble solids content. Among recommended cultivars for the consumption, red clones (Cg 2 and Mans 15) and orange (Marouch 16, Ab 5, Rtil 4, Marouch 4) showed in this study a very interesting sensory attributes and sugar-acid balance expressing a good overall quality of apricot fruits.

- e) Changements de la composition de la paroi cellulaire en relation avec l'hétérogénéité de la texture de la chair et les activités enzymatiques pectinolytiques de dix clones d'abricot

Résumé : La variabilité de la texture et des caractéristiques chimiques de la paroi cellulaire de l'abricot a été évaluée chez dix clones d'abricot : Boum A2, Agdez LG1, Marouch 4, Ab5, Marouch 16, RTil 4, Clone C, Mans15, Agdez C2 et Cg 2. L'hétérogénéité de la fermeté des fruits, la composition de la paroi cellulaire et les activités enzymatiques de trois zones tissulaires (pédoncule, équatorial et pistil) ont été analysées. Pour la plupart des clones, la fermeté était plus élevée dans le pédoncule, suivi de la zone équatoriale et enfin de la zone du pistil (moyenne totale = 16,08 103 Pa). Les parois cellulaires ont été isolées à partir de différentes zones tissulaires de chaque clone d'abricot en utilisant le procédé AIS (insoluble dans l'alcool). Les rendements en matériaux des parois cellulaires variaient de 15 à 27 mg g⁻¹ PF (poids frais) dans la zone du pédoncule, de 17 à 28 mg g⁻¹ PF dans la zone équatoriale et de 15 à 28 mg g⁻¹ dans la zone pistillaire. Les AIS étaient caractérisés par des quantités élevées d'acide uronique (179 - 300 mg g⁻¹ AIS) et des quantités relativement élevées de glucose cellulosique (118-214 mg g⁻¹ AIS) et arabinose (35–88 mg g⁻¹). Le degré de méthylestérification variait significativement entre les différents clones allant de 58 à 97 dans Ab5 et Mans 15 respectivement pour la zone équatoriale. Les activités de la pectine méthylestérase et de la β -galactosidase ont augmenté pendant la maturation, tandis que la fermeté de la chair des fruits diminuait. A l'inverse de la classification de la fermeté par zone, l'activité enzymatique était plus élevée dans la zone du pistil, suivie par

les zones équatoriale et pédonculaire. Parmi les clones étudiés, Agdez LG1, Boum A2 et Agdez C2 ont été déterminés avec des niveaux élevés d'activités enzymatiques alors que Cg 2 était le plus bas.



Evolution of some fruit quality criteria during ripening of twelve new Moroccan apricot clones (*Prunus armeniaca* L.)



Jamal Ayour^{a,*}, Maha Sagar^a, Hasnaê Harrak^b, Abderrahim Alahyane^a,
Mohamed Najib Alfeddy^c, Moha Taourirte^d, Mohamed Benichou^a

^a Food Sciences Laboratory, Department of Biology, Faculty of Sciences-Semlalia, Cadi Ayyad University, P.O. Box: 2390, 40090 Marrakesh, Morocco

^b Laboratory of Food Technology and Quality, Research Unit of Plants improvement and Quality, National Institute of Agricultural Research (INRA), P.O. Box 5 Box 533, Marrakesh 40000, Morocco

^c Laboratory of Phyto-Bacteriology, Research Unit of Plant Protection, National Institute of Agricultural Research (INRA), P.O. Box 5 Box 533, Marrakesh 40000, Morocco

^d Laboratory of Bioorganic and Macromolecular Chemistry, Faculty of Sciences and Technologies, Cadi Ayyad University, P.O. Box 5 Box 549, Guéliz, Marrakesh, Morocco

ARTICLE INFO

Article history:

Received 25 August 2016

Received in revised form 5 December 2016

Accepted 9 December 2016

Keywords:

Prunus arminica

Apricot

Organic acids

Maturity stage

Clone

Quality

ABSTRACT

Apricot (*Prunus armeniaca* L.) is one of the most widely spread *Prunus* species cultivated in the temperate zones and it is an important source of vitamins, sugars, and organic acids. Apricots also contain some phytochemicals that have beneficial effects on human metabolism. However, a little is known about the quality characteristics of important Moroccan local clones. The objective of this study is to evaluate the quality of twelve local clones and, therefore, to identify those that presenting important and interesting quality traits. Some quality parameters such as Soluble Solids content (SS), pH value, Total Acidity (TA) and the ratio (SS/TA) were evaluated and major carboxylic acid components of apricot fruits were detected and quantified. Principal component analysis (PCA) was performed to study correlation between fruit quality parameters and to evaluate maturity stage and clone effects which are considered as decisive factors in the quality of apricots fruits. The clones were analyzed during three maturity stages: semi-ripe (M1), commercially ripe (M2), and tree ripe (M3). The results showed that malic and citric acids were the predominant organic acids in all apricots. Among different maturity stages, it is found that malic acid ranged from 7.02 to 22.86 g/kg of fresh weights (FW) while citric acid varied from 6.36 to 23.28 g/kg FW. Quinic, fumaric, and ascorbic acids were also quantified in the apricot fruits. Significant levels of vitamin C ranged from 0.001 to 0.150 g/kg FW were detected in the analyzed apricots and a remarkable variation was observed in all quality parameters. Moreover, significant correlations were found between the variables pH, SS, SS/TA ratio and organic acids mainly citric and malic acids.

A genetic diversity was found between apricots clones according to their quality characteristics. This variability can be an asset in the apricots sector development in the region of Marrakesh either for fresh consumption or their processing into different products.

© 2016 Elsevier B.V. All rights reserved.

1. Introduction

Apricot (*Prunus armeniaca* L.) is one of the most important fruit species in the world, with a total production of around 3.4×10^6 t (FAO, 2012). Huge percentage of the world production comes from Mediterranean countries as Turkey, Italy, Greece, France, and Morocco, whose production is principally relied on a limited num-

ber of local varieties and significant number of uncharacterized clones.

The middle South of the Morocco (Marrakech region) is one of the most important apricot growing areas in the country. While traditional varieties are almost the only source of production, various renovations have occurred in recent years to introduce new interesting cultivars to meet market requirements and satisfy consumers and industry demands. Apricots fruits are favorable due to their flavor, sweetness and juiciness characteristics (Solis-Solis et al., 2007). These characteristics are strongly related to the variety and ripening stage (Botondi et al., 2003). Apricots are an important

* Corresponding author.

E-mail address: jamal.ayour@ced.uca.ac.ma (J. Ayour).

source of sugars (mainly glucose, fructose, and sucrose) and organic acids (especially malic, citric and quinic acids) (Durmaz et al., 2010). The formers affect the fruit acidity and play a very important role in the choice of fruit for fresh consumption or in technology for the processed apricots. Organic acids are principally used to determine fruit maturity (Perez et al., 1997). They indicate the spoilage of fruit products, and at the same time, they could be used as acidifiers in food industry (Blanco et al., 1996).

Furthermore, organic acids are a useful index of authenticity in fruit products, since they have lower susceptibility to change during processing and storage phases than other components of fruits (Camara et al., 1994). They are responsible for fruit sourness or acidity which is ranked relative to citric acid (Kader, 2008).

Determination of the organic acid profile is important when characterizing different genotypes or when studying the influence of maturity or agronomic factors on fruit quality (Flores et al., 2012). Chromatographic methods (HPLC, GC, etc.) are very important techniques in the analysis of organic acids, due to their sensitivity and quality of selectivity of these compounds.

Furthermore, HPLC method was found to be very easy compared to GC methods, and reliable for the quantification of organic acids with good reproducibility.

The current study aims to fill the knowledge gap regarding organic acids content and quality parameters of selection of economically important apricot genotypes currently cultivated in Marrakesh region. The work focused on monitoring the evolution of organic acids that predominate in apricot fruit depending to the genotype (12 clones) and the maturity stage.

2. Materials and methods

2.1. Plant material

Fruit were harvested from 12 apricot clones maintained in Sâada experimental field of the National Institute of Agricultural Research (INRA, Regional Center in Marrakesh – 30°21'08.4"N 9°30'29.0"W) and named RK 3, Ab 4, RK 1, Boum A2, Khorb 6, Agdez LG1, SKH 3, Marouch 4, Ab 5, Marouch 16, RTil 4 and Agdez C2. They were selectively harvested at three developmental stages: semi-ripe (M1), commercially ripe (M2) and tree ripe (M3). To obtain representative and homogeneous samples, the apricots were selected from both the interior and exterior of tree.

The maturity of apricot fruit was determined visually according to firmness and skin color as follows: At the semi-ripe stage, apricots have reached their physiological development and fruits have a significant firmness and yellow to orange color. Fruit was considered commercially ripe when it has reach full size, a color development yet (intensive orange with small area of red color) and a texture very firm to withstand handling, transport and storage conditions; in tree ripe stage fruit has decreased firmness and could easily be abscised from the tree. It represents the fruit intended for local market and almost immediate consumption (ready-to-eat).

After harvest, apricots were picked, covered with dark polyethylene foil, transported in laboratory and immediately stored at 0–1 °C. For the analysis, a representative amount of each clone (approximately 500 g for each maturity stage) was grounded to ensure sample homogeneity.

2.2. Chemicals

Phosphoric acid for HPLC (H₃PO₄), monobasic potassium phosphate (KH₂PO₄), sodium hydroxide (NaOH) and standards for malic and citric acids were obtained from Sigma–Aldrich (St. Louis, MO, USA). Quinic, ascorbic and fumaric standards acids were purchased

from Fluka Chemical (USA). Methanol HPLC Grade, Mobile phase for HPLC applications, was obtained from Fisher Scientific, (UK).

The standard solvents were selected based on major organic acids known in literature in them analyzed products.

2.3. Quality parameters

Apricot fruit characteristics responsible of taste quality were evaluated for all maturity stages of the various apricot clones. The soluble solids content (SS) were determined using an Automatic refractometer (Bellingham & Stanley RFM 800 series), pH measurements were performed using a pH meter (WTW InoLab pH meter) and the total acidity (TA) was measured by titrating with 0.1 N sodium hydroxide to pH 8,10 and expressed in percentage of malic acid. The soluble solids content/total acidity ratio (SS/TA) was used as an indicator of taste quality. According to Polat and Caliskan, (2008), the maturity index (RI=SS/acidity) can be a good indicator for good fruit taste and can be a descriptive parameter in selecting cultivars for specific uses of fruit species.

2.4. Analysis of organic acids

Organic acids were extracted with water, following the recommendations of Hernandez et al. (2009). The fruit puree (10 g) was diluted to 40 mL with deionized water and clarified by centrifugation at 10000g for 15 min. The extract was then filtered through a 0.45 µm membrane filter and the filtrate was used for HPLC analysis of organic acids.

The standard solutions of each organic acid were made in the mobile phase by appropriate dilutions. Organic acids were analyzed isocratically according to the method of Poyrazoğlu et al. (2002) with some modifications. HPLC elution was carried out at 35 °C using 25 mM phosphate buffer KH₂PO₄/Methanol (99.9:0.1) (pH 2.4 adjusted with H₃PO₄) knowing that the eluent flow rate is 1 mL/min. The separation of organic acids was performed using Discovery[®] column C18 (25 cm x 4.6 mm, 5 µm). A wavelength of 210 nm was fixed for the detection of the organic acids using Jasco UV-975 Intelligent Uv/vis Detector. The concentrations were expressed as g/kg of fresh weight (FW).

2.5. Statistical analysis

All extraction and assays were conducted in triplicate. The results were statistically evaluated by one-way analysis of variance (ANOVA) using SPSS analysis software version 19.0. (SAS Institute Inc., NC, USA).

Difference between the average data were compared using least significant difference (LSD) and statistical differences with P-values under 0.05 were considered significant. A principal component analysis (PCA) was performed using factor analysis of SPSS software. It will highlight the existence or absence of correlations between quality parameters and organic acids in fruit.

3. Results

3.1. Quality parameters

The entire quality parameters of apricots were found to be significantly different ($p < 0.05$) (Table 1). During the three ripening stages, the pH values varied between 2.63 in Agdez LG1.M1 and 3.92 in Ab 4.M3. Total acidity of apricot clones ranged from 1.49% to 2.5% RK 3 clone showed the highest acidity in M1 while RK 1 showed the lowest in the M3. Values of soluble solids content (SS) ranged from 12.43 to 16.66° Brix.

Table 1
Quality parameters of apricot clones.

Cultivar	pH			Total acidity (% of malic acid)			Soluble solids content (°Brix)			Maturity index (SS/TA)		
	M1	M2	M3	M1	M2	M3	M1	M2	M3	M1	M2	M3
RK 3	2.80 ± 0.14e	3.10 ± 0.03d	3.37 ± 0.09c	2.50 ± 0.04a	2.21 ± 0.02a	1.85 ± 0.11bc	12.43 ± 0.10h	12.64 ± 0.08k	13.09 ± 0.14g	4.97 ± 0.10h	5.71 ± 0.02g	7.09 ± 0.36d
Ab 4	3.13 ± 0.02d	3.57 ± 0.075ab	3.92 ± 0.04a	2.15 ± 0.04c	1.96 ± 0.05d	1.52 ± 0.05e	13.96 ± 0.16e	14.42 ± 0.07f	14.79 ± 0.12c	6.51 ± 0.08ef	7.37 ± 0.14c	9.77 ± 0.24a
RK 1	3.44 ± 0.08b	3.51 ± 0.01b	3.79 ± 0.05b	1.99 ± 0.03de	1.83 ± 0.08e	1.49 ± 0.23f	14.81 ± 0.08c	15.35 ± 0.20c	15.73 ± 0.10b	7.46 ± 0.08b	8.39 ± 0.29ab	9.81 ± 0.31a
Boum A2	3.60 ± 0.05a	3.73 ± 0.04a	3.81 ± 0.05ab	1.96 ± 0.08e	1.90 ± 0.06de	1.71 ± 0.03d	12.88 ± 0.13f	13.45 ± 0.11i	14.20 ± 0.08cd	6.58 ± 0.27e	7.08 ± 0.21d	8.23 ± 0.10cd
Khorb 6	2.64 ± 0.03f	2.99 ± 0.02	3.15 ± 0.042d	2.30 ± 0.04bc	2.14 ± 0.02b	2.02 ± 0.023a	12.99 ± 0.12	13.05 ± 0.17g	13.22 ± 0.13f	5.64 ± 0.09gh	6.11 ± 0.09f	6.56 ± 0.06f
Agdez LG1	2.63 ± 0.04f	3.01 ± 0.01e	3.15 ± 0.06d	2.38 ± 0.05b	2.12 ± 0.06b	2.08 ± 0.04a	13.81 ± 0.22ef	14.08 ± 0.19g	14.11 ± 0.18d	5.79 ± 0.11g	6.64 ± 0.18ef	6.80 ± 0.11e
SKH3	2.99 ± 0.02e	3.31 ± 0.03c	3.46 ± 0.01bc	2.15 ± 0.01c	2.01 ± 0.07c	1.84 ± 0.05bc	14.64 ± 0.10d	14.75 ± 0.14e	14.82 ± 0.11c	6.81 ± 0.07d	7.38 ± 0.28c	8.08 ± 0.22cd
Marouch 4	3.23 ± 0.04c	3.46 ± 0.03b	3.49 ± 0.02bc	2.1 ± 0.02d	2.01 ± 0.04c	1.98 ± 0.02ab	13.91 ± 0.11e	13.96 ± 0.21h	14.08 ± 0.23d	6.64 ± 0.06e	6.96 ± 0.12e	7.09 ± 0.09d
Ab 5	3.45 ± 0.05b	3.64 ± 0.03a	3.83 ± 0.01ab	2.08 ± 0.04d	1.90 ± 0.03de	1.78 ± 0.04c	14.79 ± 0.12c	15.01 ± 0.01d	15.22 ± 0.17bc	7.13 ± 0.11c	7.89 ± 0.12b	8.55 ± 0.14c
Marouch 16	3.13 ± 0.01d	3.65 ± 0.02a	3.73 ± 0.07b	1.98 ± 0.01de	1.88 ± 0.01de	1.86 ± 0.04bc	15.69 ± 0.25b	15.98 ± 0.21a	16.51 ± 0.21a	7.94 ± 0.02a	8.5 ± 0.02a	8.90 ± 0.18b
RTil 4	3.13 ± 0.04d	3.42 ± 0.03b	3.78 ± 0.01b	2.02 ± 0.05de	1.95 ± 0.02d	1.89 ± 0.02b	16.12 ± 0.20a	16.28 ± 0.16a	16.66 ± 0.14a	8.03 ± 0.21a	8.35 ± 0.06ab	8.81 ± 0.04b
Agdez C2	2.71 ± 0.04f	3.11 ± 0.01d	3.19 ± 0.04d	2.07 ± 0.04d	2.04 ± 0.06c	1.89 ± 0.02b	12.68 ± 0.07g	13.05 ± 0.10g	13.51 ± 0.08e	6.13 ± 0.14f	6.37 ± 0.15	7.16 ± 0.09d

Values are means ± standard deviation (SD) of three replications. Data followed by different letters are significantly different from each other ($P < 0.05$) according to LSD test. M1: semi-ripe; M2: commercially ripe and M3: tree ripe

Ripening indexes (RI = SS/TA) of apricots ranged between 4.97 for RK 3_M1 and 9.81 for RK 1_M3 (Table 1).

3.2. Organic acids contents

The organic acids contents of apricot clones are given in Table 2. The ANOVA analysis results revealed that for the three maturity stages, the organic acid content of the twelve apricot clones are significantly different ($p < 0.05$).

Malic acid ranged from 7.02 to 22.86 g/kg FW in Boum A2_M3 and Agdez C2_M1 respectively and citric acid concentration varied between 6.36 and 23.28 g/kg FW in Marouch 4_M3 and Agdez C2_M1 clones respectively.

Apricot of Agdez C2 clone contains high contents of citric acid (22.86 g/kg FW) and malic acid (23.28 g/kg FW) for M1. While, apricot of Boum A2 in M3 contains 7.02 g/kg FW of malic acid and 10.18 g/kg FW of citric acid which are the lowest levels recorded.

The concentrations of quinic acid were also important in the studied genotypes; it varied from 0.77 to 5.68 g/kg FW in Boum A2_M3 and Khorb 6_M1 respectively. Whereas, fumaric acid and ascorbic acid (vitamin C) are quantified in apricots clones with low concentrations, ranged from 0.10 to 0.81 g/kg FW and from 0.001 to 0.150 g/kg FW respectively.

4. Discussion

4.1. Quality attributes

According to our information, this was the ever first study undertaken to investigate the quality characteristics and valuation of this new apricot fruit clones from the center of Morocco (Marrakech region).

The quality parameters data highlighted the presence of high variability of characteristics of the different studied apricots clones as well as between their maturity stages.

Total acidity values (Table 1) were significantly lower than those reported in the literatures which fluctuate within a wide range (from 4.5 to 8.6 g malic acid/l) (Ali et al., 2011; Bianco et al., 2010; Egea et al., 2010). Values of soluble solids content (Table 1) agreed quite well with those reported in several previous studies (Ruiz et al., 2005), which generally ranged from 8 to 16°Brix. Another study conducted by Ali et al. (2011) reported higher levels of SS, ranged from 12.73 to 20.00°Brix, in fresh ripe apricots from Pakistan.

The total acidity of the samples varied inversely with the other quality parameters (pH, SS and RI). It was found that the total acidity decreases with fruit ripening, from M1 to M2 and M3. While, pH, SS and RI increase during apricots development and ripening. Such as in apricot, as in other fruits, declines in acidity are accompanied by increases in sugars. At least, a portion of this change may be due to the metabolic conversion of acids into sugars by gluconeogenesis reaction. A conversion of acids to sugars did not appear to take place to ripe stage because the decline in citric or malic acids was not accompanied by increases in the concentration of glucose and fructose (responsible of soluble solids change). Rather, the loss of organic acids in the mature fruit appears to be entirely due through respiration phenomenon (Halinska and Frenkel, 1991).

For commercial ripe apricots, TA values recorded in this work, which varied between 1.83 and 2.21% malic acid, were considerably higher as compared to the values obtained by Akin et al. (2008) and Ruiz et al. (2005) who respectively founded the interval values from 0.08 to 1% citric acid and from 0.90 to 2.28% malic acid.

The fruits of RK 3, Khorb 6, Ab 4, SKH 3, and Agdez LG1 genotypes had the highest total acidity values. The maximum values, 2.50, 2.38, 2.30% malic acid for RK 3, Agdez LG1 and Khorb 6 respec-

Table 2
Organic acids contents in clones depending on fruit maturity.

Cultivar	Malic acid			Quinic acid			Ascorbic acid			Citric acid			Fumaric acid		
	M1	M2	M3	M1	M2	M3	M1	M2	M3	M1	M2	M3	M1	M2	M3
	RR3	16.62 ± 2.14b	15.66 ± 0.99c	13.41 ± 1.01c	3.48 ± 0.70c	2.00 ± 0.34c	1.57 ± 0.28d	0.06 ± 0.02ab	0.030 ± 0.003b	0.010 ± 0.004a	10.14 ± 0.90d	9.58 ± 0.16d	9.28 ± 0.25cd	0.61 ± 0.01ab	0.52 ± 0.04a
Ab 4	13.87 ± 3.02d	12.00 ± 0.17e	10.97 ± 1.60f	2.08 ± 0.71e	2.30 ± 0.32bc	2.20 ± 0.28cd	0.08 ± 0.02ab	0.06 ± 0.01b	0.043 ± 0.018	16.80 ± 1.79b	15.00 ± 3.98b	14.56 ± 1.63b	0.37 ± 0.01b	0.28 ± 0.07b	0.13 ± 0.01b
RK1	16.23 ± 0.49c	13.92 ± 0.66d	13.04 ± 0.42c	3.00 ± 0.03cd	2.75 ± 0.25b	2.63 ± 0.21c	0.08 ± 0.01ab	0.03 ± 0.01b	0.03 ± 0.01a	15.79 ± 0.97bc	15.51 ± 0.61b	14.74 ± 0.71b	0.40 ± 0.06b	0.47 ± 0.01a	0.26 ± 0.09b
Boum A2	10.62 ± 0.85g	9.44 ± 1.04g	7.02 ± 0.77h	2.86 ± 0.11d	1.660 ± 0.001cd	0.77 ± 0.13f	0.011 ± 0.004b	0.007 ± 0.003b	0.002 ± 0.001a	11.50 ± 1.52c	11.14 ± 1.60c	10.18 ± 0.08c	0.15 ± 0.06	0.23 ± 0.05b	0.31 ± 0.12ab
Khorb 6	19.43 ± 1.33ab	14.54 ± 0.28e	13.22 ± 0.49c	5.68 ± 0.59a	4.67 ± 0.02ab	2.44 ± 1.85c	0.11 ± 0.07a	0.10 ± 0.02a	0.09 ± 0.01a	19.69 ± 0.63ab	18.84 ± 0.66a	14.52 ± 1.69b	0.35 ± 0.02b	0.22 ± 0.05b	0.27 ± 0.01b
Agdez LG1	16.26 ± 0.40c	13.53 ± 0.002de	12.41 ± 1.96e	5.34 ± 0.17a	5.05 ± 0.06a	5.31 ± 0.46a	0.06 ± 0.01ab	0.020 ± 0.003b	0.010 ± 0.004a	11.66 ± 1.30c	9.17 ± 0.51d	8.56 ± 1.32cd	0.41 ± 0.06b	0.33 ± 0.05ab	0.32 ± 0.10ab
SKH3	11.55 ± 0.38f	11.32 ± 0.42f	10.51 ± 0.79fg	2.01 ± 0.34e	1.91 ± 0.03c	1.76 ± 0.02c	0.12 ± 0.01a	0.11 ± 0.01a	0.08 ± 0.02a	20.36 ± 2.29ab	19.86 ± 0.64a	16.15 ± 0.63a	0.38 ± 0.01b	0.360 ± 0.001ab	0.29 ± 0.02b
Marouch 4	20.00 ± 0.28a	17.38 ± 0.65b	15.76 ± 2.80b	4.80 ± 0.10b	4.98 ± 0.22a	3.36 ± 0.88b	0.15 ± 0.02a	0.11 ± 0.01a	0.05 ± 0.01a	12.06 ± 1.09c	10.75 ± 1.50c	6.36 ± 0.71d	0.81 ± 0.21a	0.63 ± 0.10a	0.53 ± 0.01a
Ab 5	8.45 ± 0.11h	8.92 ± 0.70h	8.85 ± 0.50g	1.32 ± 0.01f	1.46 ± 1.51d	1.60 ± 1.73d	0.10 ± 0.01a	0.09 ± 0.012a	0.060 ± 0.002a	16.66 ± 0.86b	15.27 ± 1.70b	11.74 ± 0.49c	0.13 ± 0.12c	0.26 ± 0.01b	0.31 ± 0.32ab
Marouch 16	10.34 ± 0.50g	10.30 ± 0.33	9.34 ± 0.61	1.89 ± 0.44e	1.48 ± 0.10d	1.39 ± 0.14e	0.05 ± 0.02	0.03 ± 0.01b	0.020 ± 0.004a	11.46 ± 0.97c	10.94 ± 1.08c	9.86 ± 0.65cd	0.67 ± 0.14ab	0.59 ± 0.02a	0.52 ± 0.04a
RTII 4	13.58 ± 0.07e	13.33 ± 0.10de	12.89 ± 0.26d	2.59 ± 0.75de	2.49 ± 0.61bc	3.02 ± 0.97b	0.02 ± 0.01b	0.02 ± 0.01b	0.010 ± 0.003a	12.42 ± 0.86c	10.52 ± 0.38	10.43 ± 0.37c	0.67 ± 0.17ab	0.42 ± 0.10ab	0.37 ± 0.17ab
Agdez CZ	22.86 ± 0.28a	20.15 ± 0.26a	16.89 ± 0.28a	2.44 ± 0.19de	2.53 ± 0.87bc	2.12 ± 0.29cd	0.080 ± 0.002ab	0.03 ± 0.01b	0.020 ± 0.003a	23.28 ± 1.74a	19.28 ± 1.07a	16.98 ± 0.59a	0.30 ± 0.02b	0.10 ± 0.08b	0.20 ± 0.07b

Values are means ± standard deviation (SD) of three replications. Data followed by different letters are significantly different from each other ($P < 0.05$) according to LSD test. M1: semi-ripe; M2: commercially ripe and M3: tree ripe

tively, were recorded in M1 and from which fruit acidity decreases throughout the maturity. Whereas, the quality parameters (pH, SS and RI) changed in the same way and increased during fruit ripening; the maximum values were recorded in M3.

All analyzed apricot clones were rich in SS with values exceeding the minimum (10%) established by the European Union market apricots (R-EC No. 112/2001). In line with this, some authors reported that apricot genotypes presenting a SS content exceeding 12°Brix were characterized by an excellent gustative quality (Daza et al., 2008; Melgarejo et al., 2013). Also, Ruiz and Egea (2008a,b) stated that SS content was a very important quality attribute, influencing notably the fruit taste. Moreover, Daza et al. (2008) reported that the genotype had an important effect on SS content. Together, these results show that fruit of all the studied apricot genotypes have a good taste.

The ripening index (RI) can have a crucial influence on the taste and flavor of apricots (Table 1). In fact, during the apricots ripening process, the acids are degraded and the sugar content increases. The sugar/acid ratio (maturity index) reached then a higher value.

A high level of acidity in immature fruits gives a sour taste to the fruit. Conversely, more than the fruit is ripe more its acidity level is low, resulting in a lack of characteristic flavor of appreciable taste.

The RI can also be a descriptive parameter in selecting cultivars for specific uses of fruit species (Melgarejo et al., 2013; Polat and Caliskan, 2008). Among studied apricots clones, RK 1, RTII 4, Ab 5, Marouch 16 and Boum A2 present an interesting organoleptic quality. In fact, they showed a high sugar content and quality index.

4.2. Organic acids composition

The organic acids composition data showed that malic acid and citric acid were identified as the most predominant organic acids in all studied clones apricot followed by quinic, fumaric and ascorbic acids, respectively (Table 2). This finding is in agreement with previous studies which revealed that the main organic acids of apricots are citric and malic acids while quinic, succinic and ascorbic acids have been found to be present in small amounts (Akin et al., 2008; Bae et al., 2014; Campo et al., 2006; Durmaz et al., 2010; Gurrieri et al., 2001; Melgarejo et al., 2013)

The content of malic acid in the majority of the studied clones was higher than those reported by Melgarejo et al. (2013) and Schmitzer et al., 2011 who found values not exceeding 14 g/kg for the commercial ripe fruits.

In all studied clones, citric acid contents were almost at the same range of those reported by Melgarejo et al. (2013) who have found contents varying between 0.90 and 21.3 g/kg and much higher than those recorded in the study conducted by Schmitzer et al. (2011). Several previous studies have indicated the importance of a relatively high organic acids content for a balanced fruit taste and attractive freshness; particularly, cultivars with high contents of citric acid are highly appreciated (Stampar et al., 1999).

The taste can be described as being comprised of five primary components: sweet, salty, sour, bitter, and umami (Barrett et al., 2010).

A balanced taste needed a balance between these five components. Organic acids content allows this balance as a function of pH (-log [H⁺]), as well as several factors associated with other the acids such as concentration and quantity of undissociated acid. To illustrate this balance, sensory scientists performed studies on the perceived sourness of acetic acid and citric acid (most abundant in fruits) in some solutions, as compared to hydrochloric acid. Although, all of these solutions were maintained at the same pH, sourness ratings for acetic acid and citric acid were higher than those for hydrochloric acid. This shows that organic acid content is important to keep the taste balance and any lack of acid influences the organoleptic quality of fruit (Neta et al., 2007).

Table 3
Correlation matrix for the studied variables of the apricot clones.

Variables	Malic acid	Quinic acid	Ascorbic acid	Citric acid	Fumaric acid	pH	TA	SS	SS/TA ratio
Malic acid	1.000	0.576	0.402	0.292	0.213	-0.653	0.491	-0.500	-0.558
Quinic acid		1.000	0.202	-0.084	0.190	-0.538	0.532	-0.306	-0.473
Ascorbic acid			1.000	0.556	-0.011	-0.107	-0.024	-0.045	0.026
Citric acid				1.000	-0.442	-0.333	0.084	-0.189	-0.156
Fumaric acid					1.000	-0.176	0.269	0.210	-0.065
pH						1.000	-0.849	0.541	0.810
TA							1.000	-0.505	-0.888
SS								1.000	0.827
SS/TA ratio									1.000

SS: Soluble solids content; TA: Total acidity

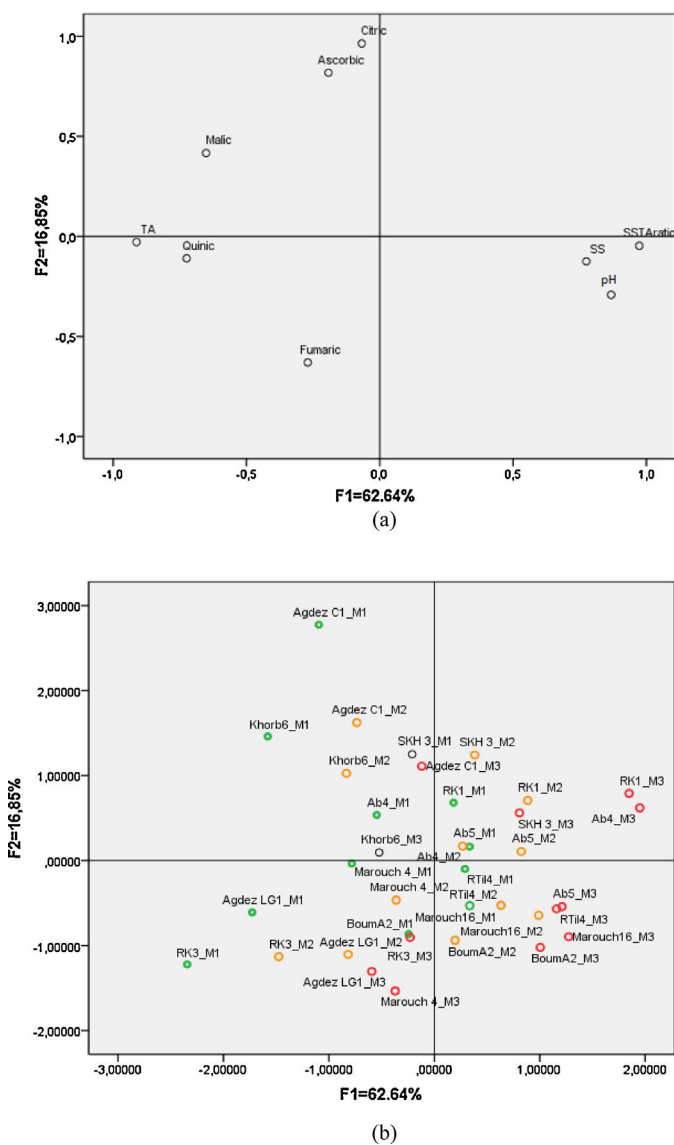


Fig. 1. Representation apricot clones according to their quality parameters during the three maturity stages.

(a) Representation of variables according to PCA.

(b) Segregation of 12 apricot clones according to maturity and quality parameters.

Citric acid is probably the most common organic acid founded in foods. Containing three ionizable hydrogens per molecule, this triprotic acid is known for a bright, tart flavor that dissipates quickly. This acid pairs well with fruit flavors, especially citrus (Penniston et al., 2009).

However, a study conducted by Gurrieri et al. (2001) on the characterization of different apricots clones, showed that malic acid ranged from 0.01 to 34.10 meq/100 g FW and 1.80 to 33.30 meq/100 g FW for citric acid.

The concentrations of quinic acid were also important in the studied genotypes. They were in agreement with those of Bae et al. (2014) and Hasib et al. (2002) and much higher than those reported by Melgarejo et al. (2013) for commercial ripe apricots.

The quinic acid is the major acid in fruit at the early stage of growth, and malic acid is especially abundant during fruit maturity. The concentration of citric acid in apricot increase considerably from 30 to 44 days after full bloom, and then continuously increased during fruit development and maturity (Bae and al., 2014). Especially in the temperature increases, the quinic acid has also been associated with an increase in perceived sourness in other fruits such as plums and peaches. This acid is also involved in biosynthesis of the aromatic ring and antioxidant effects benefits (Mitsuhashi and Davis, 1954).

Although, fumaric acid and ascorbic acid (vitamin C) are quantified in apricots clones with low concentrations. The comparison of their concentrations with those of other studies (Bae et al., 2014; Hasib et al., 2002; Melgarejo et al., 2013) revealed that the Moroccan apricots are rich in fumaric acid and especially in vitamin C. The study conducted by Thompson and Trenerry (1995) has reported that ascorbic acid content of apricots was 0.1 g/kg FW. However, in our study the ascorbic acid contents of some Moroccan apricot clones exceed 0.1 g/kg FW especially in M1 and M2 for Marouch 4, Khorb 6, and SKH 3 clones.

Organic acids analysis clearly showed an important variability between apricot clones analyzed in the three maturity stages. The content of the major organic acids helped to distinguish three groups of apricot clones: apricots rich in citric acid (Ab 4, SKH 3 and Ab 5), apricots rich in malic acid (RK 3, Agdez LG1, Marouch 4 and Rtil 4) and other apricot clones (RK 1, Boum A2, Khorb 6, Marouch 16, Agdez C2) which contain closest quantities of citric and malic acids (Table 2).

This group distinction based on organic acids content has a significant effect on taste and flavor of apricots. The malic acid is known for its smooth tartness and lingering sourness, works well with high-intensity sweeteners, as its lingering sourness balances prolonged sweet tastes. Also, it is known for the ability to enhance citrus flavor that dissipates quickly especially with ripening.

The other acids, especially fumaric and quinic acids, are more astringent than other organic acids. The fumaric acid is one of the few food acidulates that does not readily dissolve in water (Neta et al., 2007).

We also observed that high levels of organic acids are determined in M1 and low levels in M3. The concentration of organic acids decreases and the sugar content increases with maturity as already stated in previous studies, such as than the fruit is ripe more their acidity level is low (Goliáš et al., 2011 and Melgarejo

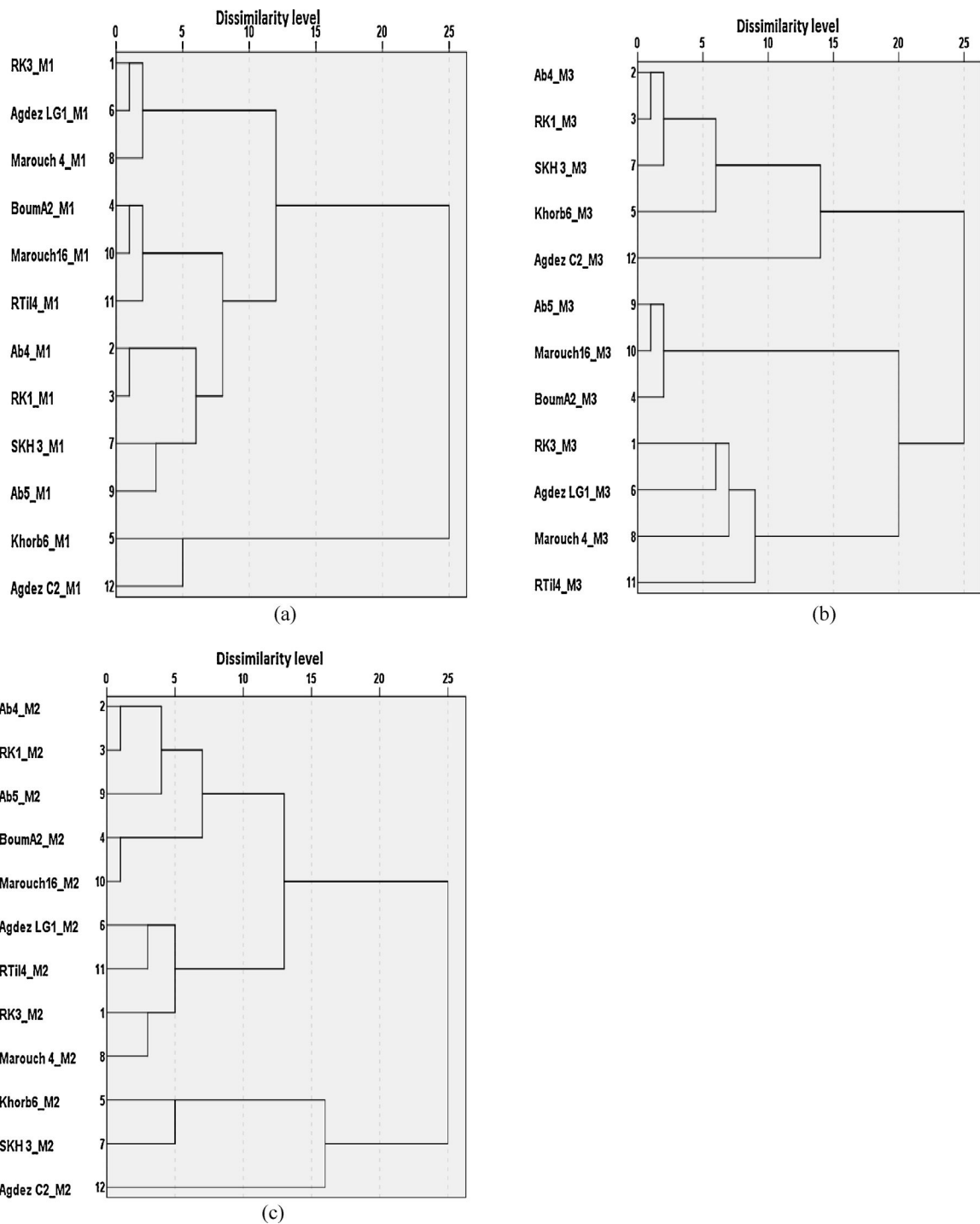


Fig. 2. Dendrograms of apricot genotypes depending on fruit maturity based on squared Euclidean distance measure. a: semi-ripe (M1); b: commercially ripe (M2) and c: tree ripe (M3).

et al., 2013). This explains the impact of maturity on organic acids evolution in apricots fruit.

4.3. Correlations of quality parameters

Regarding the quality parameters, significant correlations were found between the variables pH, SS and SS/TA ratio. The three variables were negatively correlated, with the total acidity (Table 3). This result reflects relationship and evolution of the quality of fruit

during maturation where TA decreases while pH and SS rise. Similar findings were reported by Ruiz and Egea (2008b), Abidi et al. (2011), Hernández et al. (2010) and Mratinić et al. (2011).

Medium correlations were also found between the organic acids group, firstly between malic and quinic acids and secondly between citric and ascorbic acids (Table 3). Malic and quinic acids are positively correlated with the total acidity and negatively with pH, SS and SS/TA ratio. This shows that our apricot acidity is best explained by malic acid content.

4.4. Principal component analysis (PCA) and grouping of genotypes

In our study, we used PCA to analyze the varieties tendency based on chemical attributes. The impact of clone and maturity stage on the evolution of quality components analyzed in apricot clones was also specified.

Fig. 1 shows components diagrams in which we represented the variables (a) and clones labeled by genotype name and corresponding maturity stage (b). The chemical variables allowed observing a high variability between different apricot clones. More than 79.49% of the total variance was observed and explained by the two components (F1 and F2). The first diagram (Fig. 1 a) represents the distribution of studied parameters and the relation between them. We observed a positive correlation between pH, SS and SS/TA in the right of diagram and between the acidity variables (TA and organic acids) in the left of the diagram. Whereas, the negative correlations are expressed by the symmetry of variables either side of the y-axis.

The representation of individuals (Fig. 1b) based on variables evolution shows that the presence of an important variability between the apricot clones.

RK 3, Khorb 6, Ab 4, SKH 3 and Agdez LG1 are correlated with the total acidity and this especially for M1. However, RK 1, RTil 4, Ab 5 and Marouch 16 clones are rather shown to the right of the diagram and correlated with the SS and pH variables.

The relationship between SS and TA had an important role in determining the quality of the fruit (Ruiz and Egea, 2008a). Clones which are characterized by high total acidity had a low taste quality (SS and RI) and vice-versa. The increase in SS and the decrease of the total acidity during fruit development is normally linked to changes in fruit color and ethylene production (Gouble et al., 2005). Fruit ripening is partially controlled by ethylene, and exogenous ethylene or propylene cause faster softening. In addition, within a fruit species such as apricot and plum, high ethylene producers will soften and ripen faster than low ethylene producers (Abdi et al., 1998).

Ethylene is known to trigger many, though not all, aspects of fruit ripening parameters associated with ripening processes were increased significantly with ethylene production including firmness, color changes, soluble solids evolution and loss of titratable acidity.

Some authors stated that fruit maturity stage at the harvest date is the principal factor affecting fruit acidity and also SS content (Ruiz and Egea, 2008a).

The scatter plot revealed the presence of a maturity impact on X-axis with 62.64% of the total variance. The three maturity stages are separated and distinguished throughout the axis, such as the superposing of two diagrams (Fig. 1) showed that the evolution of maturity stages from M1 to M3 was coincided with the development of apricot fruit from a situation of high acidity (M1) to another stage rich in soluble sugars (M3). The clone effect is less significant (<16.85% of variability) and represented in the center of the diagram. It reflected by the reconciliation between apricot clones of different stages of maturity.

Moreover, all PCA components were plotted in a dendrogram (Fig. 2). The results obtained from hierarchical PCA, using the linkage method between groups, have shown the existence of four homogeneous clusters or groups in different maturity stages. The first group consisted of the clones Ab 4, RK 1, Ab 5 and SKH 3; the second group formed with Agdez LG1, RTil 4, RK 3 and Marouch 4 while Marouch 16 and Boum A2 represent another group whereas Khorb 6 and Agdez C2 comprised the last group.

The scattering of apricots clones, in an almost similar way, between the three maturity stages has shown firstly a homogeneity of quality characteristics evolution between apricot clones within different clusters among different ripening stages. On the other

hand, a genetic diversity was explained by the dissimilarity and heterogeneity between the found apricot clones groups.

5. Conclusion

The evaluation study of the twelve Moroccan apricots quality suggest that the clones have a good flavor and serve as a good source of organic acids compounds and vitamin C. The data showed that considerable variations existed in the fruit quality and organic acids compositions between the studied clones. Moreover, ripening stage and clone effects were significant on studied quality parameters and organic acids evolution.

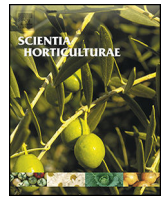
Among all studied clones, RK 1, RTil 4, Ab 5, Marouch 16 and Boum A2 are characterized with an interesting quality by dint of their highest quality index and their closest and neutral quantities of different organic acids. While Marouch 4, Khorb 6, and SKH 3 clones are rich in vitamin C (>0.1 g/kg FW).

This genetic diversity can be harnessed and will be useful in the apricots sector development in the region either for consumption of fruit fresh or for the diversification of food products based on the apricot fruits.

References

- Abidi, W., Jiménez, S., Moreno, M.Á., Gogorcena, Y., 2011. Evaluation of antioxidant compounds and total Sugar content in a nectarine (*Prunus persica* L.) progeny. *Int. J. MolecSci.* 12, 6919–6935.
- Abdi, N., McGlasson, W.B., Holford, P., Williams, M., Mizrahi, Y., 1998. Responses of climacteric and suppressed-climacteric plums to treatment with propylene and 1-methylcyclopropene. *Postharvest Biol. Tec.* 14, 29–39.
- Akin, E.B., Karabulut, I., Topcu, A., 2008. Some compositional properties of main Malatya apricot (*Prunus armeniaca* L.) varieties. *Food Chem.* 107, 939–948.
- Ali, S., Masud, T., Abbasi, K.S., 2011. Physico-chemical characteristics of apricot (*Prunus armeniaca* L.) grown in Northern Areas of Pakistan. *Sci. Hortic.* 130, 386–392.
- Bae, H., Yun, S., Jun, J., Yoon, I., Nam, E., Kwon, J., 2014. Assessment of organic acid and sugar composition in apricot plum-cot, plum, and peach during fruit development. *J. Appl. Bot. Food Qual.* 87, 24–29.
- Barrett, D.M., Beaulieu, J.C., Shewfelt, R., 2010. Color, flavor, texture, and nutritional quality of fresh-cut fruits and vegetables: desirable levels, instrumental and sensory measurement, and the effects of processing. *Crit. Rev. Food Sci. Nutr.* 50, 369–389.
- Bianco, R.L., Farina, V., Indelicato, S.G., Filizzola, F., Agozzino, P., 2010. Fruit physical, chemical and aromatic attributes of early, intermediate and late apricot cultivars. *J. Sci. Food Agr.* 90, 1008–1019.
- Blanco, D., Quintanilla, M.E., Mangas, J.J., Gutierrez, M.D., 1996. Determination of organic acids in apple juice by capillary liquid chromatography. *J. Liq. Chromatogr. R T.* 19, 2615–2621.
- Botondi, R., DeSantis, D., Bellincontro, A., Vizovitis, K., Mencarelli, F., 2003. Influence of ethylene inhibition by 1-methylcyclopropene on apricot quality, volatile production, and glycosidase activity of low- and high-aroma varieties of apricots. *J. Agric. Food Chem.* 51, 1189–1200.
- Camara, M.M., Diez, C., Torija, M.E., Cano, M.P., 1994. HPLC determination of organic acids in pineapple juices and nectars. *Eur. Food Res. Technol.* 198, 52–56.
- Campo, G.D., Berregi, I., Caracena, R., Santos, J.I., 2006. Quantitative analysis of malic and citric acids in fruit juices using proton nuclear magnetic resonance spectroscopy. *Anal. Chim. Acta.* 556, 462–468.
- Daza, A., García-Galavís, P., J.Grande, M., Santamaría, C., 2008. Fruit quality parameters of 'Pioneer' Japanese plums produced on eight different root stocks. *Sci. Hortic.* 118, 206–211.
- Durmaz, G., Cam, M., Kutlu, T., H.I.S.L., Y., 2010. Some physical and chemical changes during fruit development of five common apricot (*Prunus armeniaca* L.) cultivars. *Food Sci. Technol. Res.* 16, 71–78.
- FAOSTAT 2012 Available: [http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx](http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?September 2015) (3 September 2015).
- Flores, P., Hellín, P., Fenoll, J., 2012. Determination of organic acids in fruits and vegetables by liquid chromatography with tandem-mass spectrometry. *Food Chem.* 132, 1049–1054.
- Goliáš, J., Létal, J., Dokoupil, L., 2011. Influence of maturity on volatile production and chemical composition of fruits of six apricot cultivars. *J. Appl. Bot. Food Qual.* 84, 76–84.
- Gouble, B., Bureau, S., Grotte, M., Reich, M., Reling, P., Audergon, J.M., 2005. Apricot postharvest ability in relation to ethylene production: influence of picking time and cultivar. *Acta Horti* 682, 127–134.
- Gurrieri, F., Audergon, J.M., Albagnac, G., Reich, M., 2001. Soluble sugars and carboxylic acids in ripe apricot fruit as parameters for distinguishing different cultivars: use of principal component analysis to characterize apricot fruit quality. *Euphytica* 117, 183–189.

- Halinska, A., Frenkel, C., 1991. Acetaldehyde stimulation of net gluconeogenic carbon movement from applied malic acid in tomato fruit pericarp tissue. *Plant Physiol.* 95, 954–960.
- Hasib, A., Jaouad, A., Mahrouz, M., Khouili, M., 2002. HPLC determination of organic acids in Moroccan apricot. *Ciencia y Tecnología Alimentaria*. 4, 207–211.
- Hernández, F., Pinochet, J., Moreno, M.A., Martínez, J.J., Legua, P., 2010. Performance of Prunus rootstocks for apricot in Mediterranean conditions. *Sci. Hortic.* 124, 354–359.
- Hernandez, Y., Lobo, M.G., Gonzalez, M., 2009. Factors affecting sample extraction in the liquid chromatographic determination of organic acids in papaya and pineapple. *Food Chem.* 114 (2), 734–741.
- Kader, A.A., 2008. Flavor quality of fruits and vegetables. *J. Sci. Food Agr.* 88 (11), 1863–1868.
- Melgarejo, P., Calin-Sanchez, A., Carbonell-Barrachina, A.A., Martínez-Nicolas, J.J., Legua, P., Martínez, R., Hernandez, F., 2013. Antioxidant activity, volatile composition and sensory profile of four new very-early apricots (*Prunus armeniaca* L.). *J. Sci. Food Agr.* 94, 85–94.
- Mitsuhashi, S., Davis, B.D., 1954. Aromatic biosynthesis XIII Conversion of quinic acid to 5-dehydroquinic acid by quinic dehydrogenase. *Biochim. Biophys. Acta.*, 268–280.
- Mratinić, E., Popovski, B., Milošević, T., Popovska, M., 2011. Evaluation of apricot fruit quality and correlations between physical and chemical attributes. *Czech J. Food Sci.* 2, 161–170.
- Neta, E.R.D.C., Johanningsmeier, S.D., Mcfeeters, R.F., 2007. The chemistry and physiology of sour taste—a review. *J. Food Sci.* 72, 33–38.
- Penniston, K.L., Nakada, S.Y., Holmes, R.P., Assimios, D.G., 2009. Quantitative assessment of citric acid in lemon juice, lime juice, and commercially-available fruit juice products. *J. Endourol.* 22 (3), 567–570.
- Perez, A.G., Olias, R., Espada, J., Olias, J.M., Sanz, C., 1997. Rapid determination of sugars: nonvolatile acids and ascorbic acid in strawberry and other fruits. *J. Agric. Food Chem.* 45, 3545–3549.
- Polat, A.A., Caliskan, O., 2008. Fruit characteristics of table fig (*Ficus carica*) cultivars in subtropical climate conditions of the Mediterranean region. *NZ. J. Crop HortSci.* 36 (2), 107–115.
- Poyrazoğlu, E., Gökmen, V., Artık, N., 2002. Organic acids and phenolic compounds in pomegranates (*Punicagranatum*) grown in Turkey. *J. Food Comp. Anal.* 15, 567–575.
- Ruiz, D., Egea, J., 2008a. Phenotypic diversity and relationships of fruit quality traits in apricot (*Prunus armeniaca* L.) germplasm. *Euphytica* 163, 143–158.
- Ruiz, D., Egea, J., 2008b. Analysis of the variability and correlations of floral biology factors affecting fruit set in apricot in a Mediterranean climate. *Sci. Hortic.* 115, 154–163.
- Ruiz, D., Egea, J., Tomas-Barberan, F.A., Gil, M., 2005. Carotenoids from new apricot (*Prunus armeniaca* L.) varieties and their relationship with flesh and peel color. *J. Agric Food Chem.* 53 (16), 6368–6374.
- Schmitzer, V., Slatnar, A., Mikulic-Petkovsek, M., Veberic, R., Krska, B., Stampar, F., 2011. Comparative study of primary and secondary metabolites in apricot (*Prunus armeniaca* L.) cultivars. *J. Sci. Food. Agr.* 91, 860–866.
- Solis-Solis, H.M., Calder-on-Santoyo, M., Schorr-Galindo, S., Luna-Solano, G., Ragazzo-Sánchez, J.A., 2007. Characterization of aroma potential of apricot varieties using different extraction techniques. *Food Chem.* 105, 829–837.
- Stampar, F., Usenik, V., Dolenc-Sturm, K., 1999. Evaluating of some quality parameters of different apricot cultivars using HPLC method. *ActaAlim* 28, 297–309.
- Thompson, C.O., Trenerry, V.C., 1995. A rapid method for the determination of total L-ascorbic acid in fruits and vegetables by micellarelectrokinetic capillary chromatography. *Food Chem.* 53, 43–50.



Evolution of pigments and their relationship with skin color based on ripening in fruits of different Moroccan genotypes of apricots (*Prunus armeniaca* L.)



Jamal Ayour^{a,*}, Maha Sagar^a, Mohamed Najib Alfeddy^b, Moha Taourirte^c,
Mohamed Benichou^a

^a Food Sciences Laboratory, Department of Biology, Faculty of Sciences-Semlalia, Cadi Ayyad University, P.O. Box: 2390, 40090 Marrakech, Morocco

^b Laboratoire de Phyto-Bactériologie, Unité de Recherche Protection des plantes au Centre Régional de la Recherche Agronomique, INRA, BP 533, Marrakech 40000, Morocco

^c Laboratory of Bioorganic and Macromolecular Chemistry, Faculty of Sciences and Technologies, Cadi Ayyad University, Av. Abdelkarim El khattabi, BP 549 Gueliz, Marrakech, Morocco

ARTICLE INFO

Article history:

Received 21 January 2016

Received in revised form 25 May 2016

Accepted 26 May 2016

Available online 10 June 2016

Keywords:

Apricot clones

Color

Chlorophylls

Carotenoids

Maturity

ABSTRACT

Among the characteristics of the quality of apricots, the color of the fruit plays a very important role in the choice of fruit for fresh consumption or in technology of apricots processing.

Ten new different apricot clones (Boum A2, Agdez LG1, Marouch 4, Ab5, Marouch 16, RTil 4, Clone C, Mans15, AgdezC2, Cg2) were collected during two different stages of ripening (M1:semi-ripe and M2:ripe). Parameters of apricot fruits color (un-blush and bush) L^* , a^* , b^* , hue angle (H°), Chroma (C^*), amounts of chlorophyll *a*, chlorophyll *b*, total chlorophylls, β -cryptoxanthin, γ -carotene, β -carotene, Provitamin A, and total Carotenoids were determined. Pigment analysis showed that apricot clones were significantly different ($p < 0.05$). It was found that the contents of chlorophyll compounds (chl-*a* and chl-*b*) in all apricot clones significantly decreased with ripening while carotenoid compounds increased.

Among the 10 apricot clones, a correlation was found between color parameters and pigment evolution. The variables a^* , b^* , and C are correlated positively with the total carotenoids ($r > 0.755$) and negatively with the chlorophyll content ($r < -0.520$). This relation revealed the importance of these parameters in the development of pigment's color and therefore in monitoring the maturation of apricots. The principal component analysis (PCA) allowed observing that color of examined apricots was found to be dependable on the type of the clone and stage of maturity.

However, we found a richness of Moroccan apricots in carotenoids and in Provitamin A, this information will be helpful in the development of the apricot sector either for fresh consumption or industrialization in the region.

© 2016 Elsevier B.V. All rights reserved.

1. Introduction

The apricot (*Prunus armeniaca* L.) is one of the most popular fruits in the world. It is very favorable among consumers due to its richness in nutrients and vitamins. Consumers' interest focuses on the flavor and aroma of high quality apricots, especially sugar content which is one of the most appreciable quality attributes (Ruiz and Egea, 2007).

The production of apricot is concentrated around the Mediterranean basin. Turkey, Spain, Italy, France, Greece, and Morocco are the major producers.

The diversity of apricot cultivars shows that it has a good adaptation capability to local climate. The diversity of fruit cultivars allows production with the best characteristics such as high sugar content, tasty flesh, aroma, important size, attractive color, and extensive harvesting period.

During maturation, apricot undergoes various physiological changes at physicochemical and biochemical level. Among the phenomena associated with fruit ripening, there is color change from green to yellow, orange, or sometimes to red. This change is caused by carotenoid synthesis and chlorophyll degradation and it is the first observable sign of ripening.

* Corresponding author.

E-mail address: jamal.ayour@ced.uca.ac.ma (J. Ayour).

During ripening, while chlorophyll amount in fruit's tissues decreases quickly, the amount of carotenoid increases (Merzlyak et al., 1999).

Chloroplasts, found in green fruits, are converted into chromoplasts by chlorophylls degradation and carotenoid synthesis during ripening progress (Hortensteiner, 2006).

The carotenoids are the most widespread group of pigments in nature, and they present in all photosynthetic organisms and are responsible of colors in most of fruits and flowers (Bramley, 2003). Carotenoids are responsible for the color of a wide variety of foods (Fratanni et al., 2013). From a nutritional point of view, they are important because some of them have Provitamin A activity (Schieber and Carle, 2005).

Many studies on the characterization of pigments in fruits were performed. The first carried on apricots was conducted in 1934 by Brockman and he found that the β -carotene is the main pigment of apricot. Sass-Kiss et al. (2005) and Kurz et al. (2008a,b) was reported that trans- β -carotene isomer is the major important source of vitamin A, accounting for more than 50% of the total carotenoid content. Besides β -carotene, apricot fruit and its products contain smaller amounts of α -carotene, γ -carotene, zeaxanthin, β -cryptoxanthin and lutein (Fraser and Bramley, 2004).

The study in our hand was carried out in order to characterize the evolution of the apricot color by monitoring chlorophyll degradation and carotenoid synthesis in ten new apricot clones during two stages of maturity.

Maturity stage and clone type are known to influence the total carotenoid content and the proportions of carotene in each genotype. Therefore, the study of the effect of these two factors provides valuable information about the changes in chlorophyll and carotenoid contents in the studied apricot clones.

2. Material and methods

2.1. Plant material

The plant material assayed included 10 apricot clones were taken from apricot collection in an experimental orchard of the Regional Center for Agricultural Research in Marrakech, Morocco (30°21'08.4"N 9°30'29.0"W).

All clones used were harvested between May 5th and June 23th (2014) at two different maturity stages (M1: half ripe and M2: ripe). For each clone, the ripening stage was based on assessing fruit firmness and surface color. At the half ripe stage, apricots have reached their physiological development and fruits have a significant firmness and yellow to orange color.

A fruit was considered ripe when it had attained full size and color development required (intensive orange with small area of red color) and was very firm to withstand handling, transport and storage conditions.

After harvest, apricots were picked, covered with dark polyethylene foil, transported in laboratory and immediately three replicates of 10 fruits for each clone were selected to ensure physical and biochemical measures more representative.

2.2. Color analysis

Skin color (un-blush and blush) was analyzed with a Minolta ChromaMeter (CM-300, Minolta, Ramsey, NJ) and expressed in the CIE 1976 L*a*b* color space, where L* indicates the lightness from black (0) to white (100), a* color green (–60) to red (60), and b* color blue (–60) to yellow (60).

The C* (Chroma = $(a^2 + b^2)^{1/2}$) values, which changes from 0 (dull) to 60 (vivid), in general, was higher in the flesh than in the skin for same variety.

Hue angle ($H^\circ = \tan^{-1}(b/a)$) is expressed in degrees: 0° (red), 90° (yellow), 180° (green), and 270° (blue).

Un-blush measurement corresponds to a measurement on the clear side or less colorful of fruit and blush value shows the extent of a measure on the colored side (in-print) of fruit.

The relationship between the color of the peel, the chlorophyll and carotenoid contents was studied by using the system space coordinates L*, a*, b*.

2.3. Pigment analysis

After measurement of the color parameters, the fruits (with skin) were cut into small pieces before to be ground and frozen in liquid nitrogen and stored at –40 °C until to be analyzed.

The extraction of the chlorophylls from fruit samples were performed by De-Kok and Graham (1989) method with some modifications: 5 g of the ground material were homogenized in 20 mL of 80% acetone for 5 min. The homogenate was centrifuged (10 min, 7000g, 4 °C).

Absorbance (A) of supernatants was measured at 663 nm and 645 nm for Chl-a and Chl-b successively. We used to calculate the parameters the following standards equations:

$$\text{Chl-a} = 12.72(A_{663}) - 2.69(A_{645})$$

$$\text{Chl-b} = 22.9(A_{645}) - 4.68(A_{663})$$

$$\text{Total Chl} = 20.2(A_{645}) + 8.02(A_{663})$$

For carotenoid analysis, 1 g of each sample (ground material) was homogenized in 1/1/2 ethanol/acetone/n-hexane solution using a pestle and mortar. The mixture was then well shaken, the extract was allowed to stand for about 30 min, and the absorbance of the upper layer of hexane was measured in a spectrophotometer at 450 nm for carotenoids total analysis according to the method of Kuti (2004). The total carotenoid content was calculated using an extinction coefficient of β -carotene $E^{1\%}_{1\text{cm}}$ 2592 and expressed in μg of β -carotene.g⁻¹Flesh weight (F.W).

The hexane phase was also dried and evaporated at 30 °C under partial vacuum until a dry residue. The residue was dissolved in 5 mL of acetone and the extract thus obtained was analyzed by HPLC according to the method of Grimplet (2004).

20 μL samples of extracts were analyzed using an HPLC system equipped with a Eurospher II 100-5 C18 column (250 \times 4.6 mm) protected with a precolumn containing the same stationary Phase, and a PDA photodiode array UV–vis detector (Shimadzu, Tokyo, Japan).

Elution was performed at a solvent flow rate of 1 mL/min and data were acquired at 450 nm. The mobile phases consisted of both HPLC grade water (A) and acetone (B).

After system conditioning with Milli-Q water, we started the injection according to the gradient program in Table 1.

The carotenoid compounds were identified on the basis of UV–vis spectra (β -carotene). The carotenoid concentrations of apricot clones were calculated by comparisons of their "peak area"

Table 1
HPLC gradient program (Water (A) and Acetone (B)).

Time (min)	A (%)	B (%)	Flow (ml/min)
Initial	25	75	1.00
10.00	5	95	1.00
17.00	5	95	1.00
20.00	0	100	1.00
30.00	0	100	1.00
35.00	25	75	1.00

values at 450 nm with stock standard solutions and expressed as micrograms per 100 g of fresh weight.

2.4. Statistical analysis

The results were statistically evaluated by one-way analysis of variance (ANOVA). The means and standard deviations values of the three replicates measurements were calculated for the different variables analyzed.

Difference between the averages data were compared using least significant difference (LSD) and statistical differences with P-values. Under a P-value of 0.05, the differences were considered as significant.

A principal component analysis (PCA) was performed using factor analysis of XLSTAT statistical software version 2011.

The relationships between physical and chemical fruit attributes were evaluated also by Pearson's product moment correlation at $P \leq 0.05$.

3. Results

3.1. Color evaluation

The color characterization of apricots (Table 2, Table 3) showed the presence of significant differences ($p < 0.05$) between the clones analyzed and stages of maturity.

The measurement of color on both sides of the fruit (un-blush and blush measures) allowed us to gain more information about the staining profile among the clones analyzed.

The analysis of variance exhibit a variability of the color components between apricot clones. Values of the variables a^* and b^* are the major difference between apricot clones, while the lightness L^* is the least significant component.

The comparison between the two measurements revealed that un-blush analysis is the best to characterize the variability ($p < 0.005$) between clones.

The values of lightness L^* were high (59.81–75.03) on the light side and slightly reduced (54.08–64.09) on the colored side. Whereas the values of a^* increased from (1.03 to 8.70) on the light side to (5.14–26.40) on the colored side.

The values of b^* , C^* and H° slightly changed between two stages of maturity in the clear part of the fruits and dependent especially

on the clone. However, in the blush side skin we noticed that the values of b^* and Chroma increased in orange clones (Marouch4, Agdez LG1, Ab5, RTil4) compared to other clones, while the angle H° value increases in clear apricots (Clone C, Boum A2 and Agdez C2).

3.2. Pigment analysis

Pigment analysis (Table 4) showed that apricot clones were notably different ($p < 0.05$). It was found that the content of chlorophyll compounds (Chl-a and Chl-b) in all apricot clones importantly decreased with ripening while carotenoid compounds increased.

The amount of chlorophyll in apricot clones was ranged from 1.28 to 2.35 $\mu\text{g/g}$ in M1 stage but it decreased to (1.06–1.89 $\mu\text{g/g}$) in the M2 stage.

The clear clones were richer in chlorophyll compounds, Clone C (2.35 $\mu\text{g/g}$), Boum A2 (2.07 $\mu\text{g/g}$), and Agdez C2 (1.97 $\mu\text{g/g}$). They were rich in Chl-a which is more abundant comparing with Chl-b. This result showed the presence of an interesting correlation between the type of apricot (light orange or red) and chlorophyll content.

Three carotenoids were identified on chromatograms (Fig. 1) obtained in typical HPLC runs in apricot fruit extracts: γ -carotene, β -cryptoxanthin, and β -carotene.

Provitamin A activity was calculated, according to the study of Ruiz et al. (2005), using the following equation:

$$\text{Provitamin A (mg of fresh fruit)} = (166.7 * \text{mg of } \beta\text{-carotene} + 83.3 * \text{mg of } \beta\text{-cryptoxanthin}) / 100\text{g-1FW}$$

Analysis of carotenoids (Table 4) revealed a notable variability between the clones analyzed and stages of maturity.

Among the 10 apricot clones, the total carotenoids ranged from 0.78 $\mu\text{g.g}^{-1}$ to 22.06 $\mu\text{g.g}^{-1}$ in M1 stage and from 1.11 $\mu\text{g.g}^{-1}$ to 23.21 $\mu\text{g.g}^{-1}$ in M2 stage.

The concentration of β -carotene varied from 77.21 $\mu\text{g}/100\text{g}$ to 1138.07 $\mu\text{g}/100\text{g}$ in the M1 stage and from 117.90 $\mu\text{g}/100\text{g}$ to 1492.51 $\mu\text{g}/100\text{g}$ in the M2 stage. We found that β -cryptoxanthin range varied from 14.24 $\mu\text{g}/100\text{g}$ to 196.05 $\mu\text{g}/100\text{g}$ in the M1 stage and increased to be between 26.08 $\mu\text{g}/100\text{g}$ and 330.37 $\mu\text{g}/100\text{g}$ in the M2 stage.

Table 2
Color values on the un-blush side of the apricots clones during ripening (Reflectance Measurements L^* , a^* , b^* , H° , and C^*).

M.S	Apricot clones	L^* un-blush	a^* un-blush	b^* un-blush	C un-blush	H° un-blush
M1	Boum A2	71.61 ± 2.98 a	1.03 ± 0.76 f	31.35 ± 3.56 e	31.37 ± 3.56 e	88.03 ± 1.51 a
	Agdez LG1	62.0 ± 3.39 bcd	8.89 ± 2.35 cde	45.77 ± 4.87 bc	46.69 ± 4.78 bc	78.93 ± 3.19 bc
	Marouch 4	64.69 ± 1.21 b	22.59 ± 2.12 a	54.25 ± 1.96 a	58.79 ± 2.32 a	67.41 ± 1.69 e
	Ab5	58.93 ± 2.86 d	9.94 ± 2.04 cd	41.22 ± 3.86 cd	42.43 ± 4.05 cd	76.48 ± 2.21 cd
	Marouch 16	61.40 ± 1.63 bcd	13.05 ± 3.03 bc	47.42 ± 4.62 b	49.24 ± 4.91 b	74.66 ± 2.94 cd
	RTil 4	63.51 ± 3.01 bc	14.16 ± 2.63 b	47.14 ± 3.15 bc	49.29 ± 3.13 b	73.26 ± 3.07 d
	Clone C	63.89 ± 2.77 bc	5.51 ± 2.92 e	38.58 ± 2.84 d	39.06 ± 3.04 d	82.06 ± 4.09 b
	Mans15	61.33 ± 2.20 bcd	8.88 ± 3.39 cde	44.32 ± 3.63 bcd	45.28 ± 3.95 bcd	78.78 ± 3.78 bc
	Agdez C2	64.78 ± 3.15 b	6.00 ± 3.04 de	39.17 ± 3.46 d	39.71 ± 3.71 d	81.54 ± 4.10 b
	Cg2	59.81 ± 1.64 cd	10.04 ± 2.86 cd	41.90 ± 1.58 bcd	43.12 ± 2.21 bcd	76.60 ± 3.21 cd
M2	Boum A2	75.03 ± 2.72 a	1.59 ± 0.91 e	29.57 ± 3.71 e	29.63 ± 3.72 e	86.94 ± 1.72 a
	Agdez LG1	63.49 ± 1.40 bcd	11.21 ± 3.65 bc	47.33 ± 4.00 bc	48.72 ± 4.54 bc	76.86 ± 3.51 b
	Marouch 4	65.01 ± 2.46 bc	18.70 ± 3.23 a	54.17 ± 1.97 a	57.36 ± 2.76 a	71.05 ± 2.60 c
	Ab5	60.50 ± 1.62 d	7.71 ± 1.51 cd	42.75 ± 3.14 cd	43.47 ± 3.06 c	79.71 ± 2.25 b
	Marouch 16	61.82 ± 1.85 cd	12.14 ± 2.19 b	47.24 ± 3.36 bc	48.80 ± 3.67 bc	75.66 ± 1.93 b
	RTil 4	65.83 ± 2.29 bc	12.90 ± 2.61 b	49.99 ± 3.40 ab	51.68 ± 3.42 b	75.52 ± 2.87 b
	Clone C	63.88 ± 2.44 bcd	3.89 ± 1.82 de	37.70 ± 2.82 d	37.94 ± 2.89 d	84.16 ± 2.55 a
	Mans15	67.16 ± 3.80 b	12.88 ± 3.13 b	51.27 ± 5.03 ab	52.91 ± 5.37 ab	75.96 ± 2.68 b
	Agdez C2	64.51 ± 2.87 bc	4.23 ± 2.45 de	38.03 ± 2.85 d	38.33 ± 3.02 d	83.78 ± 3.34 a
	Cg2	63.46 ± 1.24 bcd	10.01 ± 1.88 bc	46.12 ± 0.74 bc	47.21 ± 1.12 bc	77.77 ± 2.05 b

Values are means ± standard deviation (SD) of three replications. Data followed by different letters are significantly different from each other ($P < 0.05$) according to LSD test. M.S: Maturity stages (M1: half ripe and M2: ripe).

Table 3
Color values on the blush side of the apricots clones during ripening (Reflectance Measurements L*, a*, b*, H°, and C*).

M.S	Apricot clones	L* blush	a* blush	b* blush	C blush	H° blush	
M1	Boum A2	63.87 ± 7.18 a	15.28 ± 8.53 b	25.85 ± 3.35 e	31.10 ± 3.31 d	60.28 ± 15.86 b	
	Agdez LG1	62.29 ± 5.08 a	12.30 ± 3.16 bc	45.70 ± 3.30 abc	47.40 ± 3.55 b	74.99 ± 3.48 a	
	Marouch 4	60.65 ± 3.11 a	26.40 ± 3.72 a	51.44 ± 4.55 a	57.93 ± 4.59 a	62.81 ± 3.62 b	
	Ab5	54.08 ± 3.39 b	10.97 ± 1.58 bc	37.09 ± 5.08 d	38.70 ± 5.09 c	73.39 ± 2.40 a	
	Marouch 16	62.16 ± 1.69 a	15.58 ± 2.27 b	48.43 ± 3.45 ab	50.91 ± 3.68 b	72.18 ± 2.08 a	
	RTil 4	59.19 ± 2.80 ab	22.99 ± 3.61 a	41.53 ± 6.38 cd	47.66 ± 5.81 b	60.71 ± 5.32 b	
	Clone C	61.50 ± 2.96 a	8.07 ± 2.27 c	37.42 ± 1.99 d	38.34 ± 2.16 c	77.89 ± 3.21 a	
	Mans15	62.82 ± 2.91 a	13.36 ± 2.83 bc	45.87 ± 4.02 abc	47.90 ± 3.11 b	73.54 ± 4.57 a	
	Agdez C2	62.44 ± 3.08 a	8.81 ± 2.30 bc	38.06 ± 2.25 d	39.11 ± 2.43 c	77.03 ± 3.10 a	
	Cg2	59.79 ± 3.17 ab	11.83 ± 5.24 bc	42.58 ± 3.49 bcd	44.39 ± 1.95 bc	74.29 ± 7.74 a	
	M2	Boum A2	69.15 ± 5.01 a	7.48 ± 6.28 d	26.96 ± 3.50 e	28.70 ± 2.47 d	74.15 ± 13.48 ab
		Agdez LG1	65.60 ± 1.96 ab	14.85 ± 2.62 bc	49.07 ± 3.83 ab	51.30 ± 4.19 b	73.22 ± 2.28 ab
		Marouch 4	63.31 ± 3.09 bc	23.65 ± 4.04 a	52.09 ± 4.31 a	57.38 ± 3.68 a	65.50 ± 4.66 bc
		Ab5	59.40 ± 1.27 c	11.00 ± 1.58 cd	39.46 ± 2.89 cd	40.98 ± 3.01 c	74.43 ± 1.90 ab
Marouch 16		64.09 ± 2.43 abc	15.43 ± 1.18 bc	48.92 ± 3.08 ab	51.31 ± 2.99 b	72.44 ± 1.59 ab	
RTil 4		59.55 ± 4.04 c	22.15 ± 6.26 a	41.49 ± 5.45 cd	47.62 ± 2.70 b	61.63 ± 9.45 c	
Clone C		62.25 ± 3.83 bc	5.14 ± 2.03 d	37.29 ± 3.41 d	37.69 ± 3.38 c	82.08 ± 3.19 a	
Mans15		62.62 ± 3.38 bc	20.71 ± 6.45 ab	44.75 ± 6.02 bc	49.80 ± 4.11 b	64.92 ± 8.91 bc	
Agdez C2		63.28 ± 3.85 bc	6.67 ± 2.01 d	38.61 ± 3.84 cd	39.23 ± 3.88 c	80.18 ± 2.85 a	
Cg2		63.85 ± 2.04 abc	18.67 ± 1.97 ab	45.22 ± 1.80 bc	48.93 ± 2.41 b	67.59 ± 1.33 bc	

Values are means ± standard deviation (SD) of three replications. Data followed by different letters are significantly different from each other (P < 0.05) according to LSD test. M.S: Maturity stages (M1: half ripe and M2: ripe).

Table 4
Mean of chlorophylls and carotenoids components contents of different apricots during ripening.

M.S	Clone	Chlorophyll a	Chlorophyll b	Total chlorophyll	β-cryptoxanthin	γ-carotene	β-carotene	Provitamin A	Total Carotenoids	
M1	Boum A2	1.80 ± 0.29 a	0.27 ± 0.07 c	2.07 ± 0.32 b	22.57 ± 2.37 f	6.27 ± 1.28 g	77.21 ± 8.94 f	14.75 ± 1.69 f	0.78 ± 0.07 i	
	Agdez LG1	1.51 ± 0.13 bc	0.24 ± 0.04 cde	1.75 ± 0.11 cde	24.65 ± 6.22 f	30.49 ± 3.59 f	279.99 ± 20.62 e	48.73 ± 3.95 e	12.72 ± 0.73 e	
	Marouch 4	1.18 ± 0.09 de	0.26 ± 0.01 cd	1.45 ± 0.11 fg	14.24 ± 3.16 f	16.36 ± 2.43 g	323.39 ± 14.06 e	55.10 ± 2.60 e	20.84 ± 0.19 b	
	Ab5	1.47 ± 0.11 bcd	0.20 ± 0.07 cde	1.67 ± 0.10 cdef	80.63 ± 7.41 d	49.06 ± 4.12 cd	600.52 ± 19.51 d	106.82 ± 2.63 d	13.26 ± 0.15 d	
	Marouch 16	1.62 ± 0.15 ab	0.16 ± 0.02 e	1.78 ± 0.12 bcd	91.46 ± 7.57 cd	86.14 ± 6.58 b	944.35 ± 35.11 b	165.04 ± 5.22 b	22.06 ± 0.94 a	
	RTil 4	1.28 ± 0.13 cde	0.18 ± 0.05 de	1.46 ± 0.09 efg	105.21 ± 7.79 c	45.08 ± 5.02 de	672.59 ± 23.54 cd	120.88 ± 4.57 cd	14.04 ± 0.76 c	
	Clone C	1.51 ± 0.24 bc	0.84 ± 0.01 a	2.35 ± 0.24 a	55.73 ± 3.51 e	33.86 ± 1.55 ef	308.56 ± 14.28 e	56.08 ± 2.67 e	7.27 ± 0.12 h	
	Mans15	1.10 ± 0.03 e	0.18 ± 0.03 cde	1.28 ± 0.06 g	196.05 ± 11.22 a	138.74 ± 9.57 a	1138.07 ± 183.94 a	206.05 ± 31.59 a	11.59 ± 0.78 f	
	Agdez C2	1.35 ± 0.09 bcde	0.62 ± 0.04 b	1.97 ± 0.13 bc	18.23 ± 3.94 f	34.37 ± 5.40 ef	235.74 ± 14.28 e	40.82 ± 2.71 e	8.79 ± 0.89 g	
	Cg2	1.28 ± 0.16 cde	0.25 ± 0.02 cd	1.53 ± 0.14 defg	128.72 ± 8.94 b	58.86 ± 5.80 c	766.97 ± 16.44 c	138.58 ± 3.48 c	13.79 ± 0.93 d	
	M2	Boum A2	1.67 ± 0.17 a	0.22 ± 0.06 c	1.89 ± 0.19 a	26.08 ± 2.01 g	7.93 ± 1.20 e	117.90 ± 7.01 h	21.83 ± 1.33 f	1.11 ± 0.05 i
		Agdez LG1	0.91 ± 0.02 cd	0.22 ± 0.03 c	1.13 ± 0.06 c	81.36 ± 3.13 f	53.02 ± 1.66 d	490.78 ± 22.54 e	88.59 ± 4.02 e	15.42 ± 1.05 e
		Marouch 4	0.94 ± 0.12 cd	0.18 ± 0.03 c	1.11 ± 0.10 c	47.98 ± 2.01 g	17.55 ± 0.89 e	502.72 ± 17.14 e	87.80 ± 3.02 e	22.31 ± 0.34 b
		Ab5	0.88 ± 0.12 d	0.20 ± 0.02 c	1.07 ± 0.15 c	162.19 ± 13.19 d	79.55 ± 6.55 c	709.85 ± 34.03 cd	131.84 ± 6.77 cd	14.76 ± 0.28 f
Marouch 16		0.90 ± 0.15 cd	0.16 ± 0.03 c	1.06 ± 0.12 c	297.59 ± 15.67 b	227.45 ± 12.74 a	1491.79 ± 127.64 a	273.47 ± 22.58 a	23.21 ± 0.50 a	
RTil 4		1.10 ± 0.08 bc	0.15 ± 0.01 c	1.24 ± 0.09 bc	123.39 ± 15.11 e	58.15 ± 3.86 d	799.35 ± 31.25 c	143.53 ± 6.46 c	16.21 ± 0.22 d	
Clone C		1.13 ± 0.06 b	0.62 ± 0.02 a	1.75 ± 0.08 a	78.32 ± 7.36 f	49.89 ± 3.86 d	321.23 ± 31.29 f	103.08 ± 5.83 de	9.79 ± 0.54 g	
Mans15		0.92 ± 0.05 cd	0.17 ± 0.03 c	1.09 ± 0.04 c	330.37 ± 18.16 a	236.77 ± 12.04 a	1492.51 ± 204.01 a	276.32 ± 35.52 a	16.03 ± 0.39 d	
Agdez C2		1.00 ± 0.05 bcd	0.35 ± 0.07 b	1.35 ± 0.10 b	73.06 ± 7.43 f	48.78 ± 4.24 d	274.65 ± 10.46 g	51.87 ± 2.36 f	9.69 ± 0.26 g	
Cg2		0.87 ± 0.07 d	0.19 ± 0.02 c	1.06 ± 0.06 c	238.35 ± 11.33 c	173.10 ± 7.01 b	1183.11 ± 87.35 b	217.08 ± 13.61 b	17.29 ± 0.99 c	

Values are means ± standard deviation (SD) of three replications. Data followed by different letters are significantly different from each other (P < 0.05) according to LSD test. M.S: Maturity stages (M1: half ripe and M2: ripe).

Gamma-carotene was the third compound. It was identified with a concentration values varying between 6.27–138.74 µg/100 g in M1 and 7.93–236.77 µg/100 g in the M2 stage.

The changes in concentrations between the two stages of maturity presented an effect of maturity on the development of pigments.

The effect of clone was also interesting such as existing variability between the compounds levels of different clones and between the types of clone, the colored clones were quantified with high amounts of carotenoids compared to clear apricots. The orange clone Marouch 16 (23.21 mg/g) was noticed to be the richest in total carotenoids, it was also rich in β-carotene (1491.79 µg/100 g) and Provitamin A (273.47 mg/100 g).

The red clone Mans 15 recorded high levels of β-carotene (1492.51 µg/100 g), β-cryptoxanthin (330.37 µg/100 g), and γ-carotene (236.77 mg/100 g); therefore, it is a rich clone in Provitamin A (276.32 mg/100 g).

The second red clone Cg2 had abundant carotenoids and Provitamin A (217.08 mg/100 g) followed by other orange clones (Marouch4, Agdez LG1, Ab5 and RTIL 4).

However, clear clones (Boum A2, Clone C and Agdez C2) were quantified with low levels of carotenoids (< 9.80 mg/g), they were the most plentiful in chlorophylls. This result revealed a relationship between pigment content and the type or color of the clone.

3.3. Correlation between variables

Correlation analysis was carried out in order to determine the strength of the relationship between the two color parameter groups and the pigments evolution.

Then, Pearson correlation coefficients (Table 5) between color parameters (blush and un-blush) values (L*, a*, b*, Chroma (C*), and hue (H°)) and Chl-a, Chl-b, Total chlorophyll, γ-carotene, β-cryptoxanthin, β-carotene, Provitamin A and total carotenoids were calculated (Table 5).

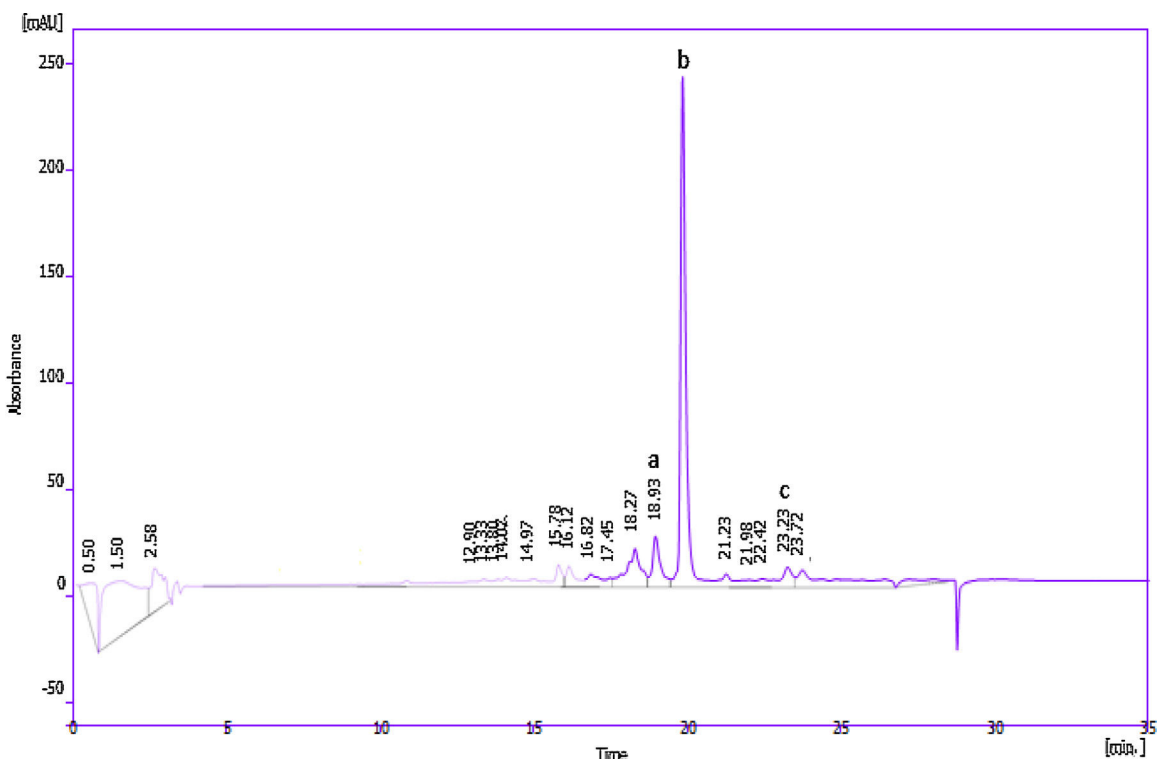


Fig. 1. HPLC chromatogram of carotenoids content in apricot fruits Peaks: (a) β -cryptoxanthin; (b) β -carotene; (c) γ -carotene.

Table 5

Correlation matrix among the studied variables.

Variables	Chl-a	Chl-b	T-Chl	β -Cryp	γ -Car	β -Car	Pro A	T-Car	L*UB	a*UB	b*UB	C*UB	H°UB	L°B	a°B	b°B	C°B	H°B
Chl-a	1	0.235	0.881	-0.609	-0.552	-0.562	-0.570	-0.482	0.343	-0.403	-0.572	-0.543	0.404	-0.006	-0.284	-0.590	-0.558	0.002
Chl-b	0.235	1	0.667	-0.377	-0.317	-0.428	-0.425	-0.418	0.041	-0.434	-0.427	-0.428	0.432	0.019	-0.562	-0.323	-0.418	0.551
T-Chl	0.881	0.667	1	-0.651	-0.577	-0.640	-0.644	-0.573	0.283	-0.520	-0.646	-0.625	0.520	0.005	-0.491	-0.609	-0.632	0.270
β -Cryp	-0.609	-0.377	-0.651	1	0.968	0.945	0.955	0.213	-0.250	0.171	0.349	0.308	-0.208	-0.008	0.216	0.325	0.319	-0.125
γ -Car	-0.552	-0.317	-0.577	0.968	1	0.935	0.943	0.258	-0.244	0.169	0.352	0.312	-0.201	0.072	0.182	0.377	0.350	-0.059
β -Car	-0.562	-0.428	-0.640	0.945	0.935	1	0.999	0.390	-0.392	0.352	0.506	0.471	-0.400	-0.106	0.321	0.501	0.491	-0.157
Pro A	-0.570	-0.425	-0.644	0.955	0.943	0.999	1	0.375	-0.380	0.336	0.493	0.457	-0.383	-0.097	0.312	0.486	0.477	-0.155
T-Car	-0.482	-0.418	-0.573	0.213	0.258	0.390	0.375	1	-0.586	0.755	0.828	0.818	-0.780	-0.149	0.497	0.910	0.874	-0.128
L*UB	0.343	0.041	0.283	-0.250	-0.244	-0.392	-0.380	-0.586	1	-0.349	-0.426	-0.403	0.470	0.653	0.022	-0.566	-0.439	-0.298
a*UB	-0.403	-0.434	-0.520	0.171	0.169	0.352	0.336	0.755	-0.349	1	0.935	0.959	-0.987	-0.305	0.839	0.835	0.917	-0.523
b*UB	-0.572	-0.427	-0.646	0.349	0.352	0.506	0.493	0.828	-0.426	0.935	1	0.997	-0.928	-0.263	0.793	0.910	0.965	-0.447
C*UB	-0.543	-0.428	-0.625	0.308	0.312	0.471	0.457	0.818	-0.403	0.959	0.997	1	-0.947	-0.266	0.814	0.903	0.966	-0.472
H°UB	0.404	0.432	0.520	-0.208	-0.201	-0.400	-0.383	-0.780	0.470	-0.987	-0.928	-0.947	1	0.397	-0.786	-0.845	-0.907	0.461
L°B	-0.006	0.019	0.005	-0.008	0.072	-0.106	-0.097	-0.149	0.653	-0.305	-0.263	-0.266	0.397	1	-0.145	-0.105	-0.121	0.110
a°B	-0.284	-0.562	-0.491	0.216	0.182	0.321	0.312	0.497	0.022	0.839	0.793	0.814	-0.786	-0.145	1	0.563	0.749	-0.887
b°B	-0.590	-0.323	-0.609	0.325	0.377	0.501	0.486	0.910	-0.566	0.835	0.910	0.903	-0.845	-0.105	0.563	1	0.969	-0.140
C°B	-0.558	-0.418	-0.632	0.319	0.350	0.491	0.477	0.874	-0.439	0.917	0.965	0.966	-0.907	-0.121	0.749	0.969	1	-0.376
H°B	0.002	0.551	0.270	-0.125	-0.059	-0.157	-0.155	-0.128	-0.298	-0.523	-0.447	-0.472	0.461	0.110	-0.887	-0.140	-0.376	1

Chl-a, Chlorophyll a; Chl-b, Chlorophyll b; T-Chl, Total chlorophylls.

β -Cryp, β -cryptoxanthin; γ -Car, γ -carotene; β -Car, β -carotene; Pro A, Provitamin A; T-Car, Total Carotenoids.

L*UB, L* un-blush; a*UB, a* un-blush; b*UB, b* un-blush; C*UB, C un-blush; H°UB, H° un-blush.

L°B, L° blush; a°B, a° blush; b°B, b° blush; C°B, C blush; H°B, H° blush.

Interesting correlations were discovered between the studied variables, especially for variables a*, b* and C* with the evolution of chlorophylls and carotenoids contents.

Negative correlations were noted between chlorophyll pigments (Chl-a and total chlorophyll which are highly correlated $r=0.881$) and the carotenoids components ($r < -0.573$).

Chlorophyll a was the most advanced component in this change, it was correlated with β -cryptoxanthin ($r = -0.609$) and β -carotene ($r = -0.562$) while total chlorophylls were correlated by a coefficient $r = -0.573$ with total carotenoid content.

Following this evolution of color pigments, color parameters (L*, a*, b*, C* and H°) were distinguished into two negatively correlated groups: (L* and H°) and (a*, b*, and C*).

Lightness L* was positively correlated with the angle H° ($r=0.470$) while they were negatively correlated with all other variables except the chlorophyll group where H° was positively correlated ($r=0.520$).

On the other hand, high levels of correlation coefficients ($r > 0.9$) were found between the parameter a*, b* and C*; they were positively correlated with the total carotenoids ($r > 0.755$) but negatively correlated with chlorophylls content ($r < -0.520$).

Both the color setting groups (blush and un-blush) were highly correlated and they explained almost the same information on the relationship with the studied component pigments.

Principal components analysis (PCA) was used to establish the relationships among clones, and to analyze the correlations between color parameters and color pigments in relationship with the tendency of clones and the ripening effects.

In addition, PCA helped to provide much number of the variance and discriminating characters for the variability with a minimum of factors. The analysis was conducted by choosing two factors (F1 and F2) in order to explain the significant variability and to reduce variables that are highly correlated (total chlorophyll, C^* , H° and blush parameters color).

More than 76.80% of the total variance was observed and explained the factors F1 and F2 (Fig. 2). The first component F1 explained 55.64% of the total variability; it highlighted clone effect on the color of variables and the difference between the clones. The F2 component discriminated better the effect of the maturity on the color, with 21.16% of the total variance, such as we observed changes in maturity from M1 to M2 along the ordinate axis (from positive part to negative part) but it depends on the clone. This showed that the effect of the clone is more important compared to the maturity stage effect.

The correlation circle (Fig. 3a) represents the evolution and the relationship between the studied variables. Three distinguished groups of components were found. The first group corresponded to the correlation found between chlorophyll a and b and L^* lightness. The second group was constituted by the two color parameters a^* and b^* which were correlated with the total carotenoids. The third group displays the strong correlation between carotenoid components.

The dispersion of variables in this way showed a significant variability of the studied material under the effect of clone and ripening stage.

The representation of clones on plot (Fig. 3b) determined the profile of each clone based on the changing characteristic of their variables. It was noted that the three groups of variables defined better the three types of analyzed apricot clones (clear, orange and red).

Clear apricot (Boum A2, Clone C, and Agdez C2) were characterized by the first group of variables, they were clear (L^*) and rich in chlorophyll a and chlorophyll b.

Orange apricots (Marouch4, Agdez LG1, Ab5, RTil4) were affluent in carotenoids and characterized by an orange color which was well explained by the high values of the parameters a^* and b^* .

However, the two red clones (Cg2 and Mans 15) and the Marouch16 clone (orange) were rich in carotenoids, β -carotene and Provitamin A.

4. Discussion

The evolution of color parameters (L^* , a^* , b^* , C^* , and H°) highlighted the presence of two main effects: the clone effect and the effect of the stage of maturity, especially in un-bulsh color measures. The results were similar to those obtained by (Ruiz and Egea, 2007), who reported that the color of fruit changed based on apricot genotypes.

Generally, the L^* , C^* , and h° values are commonly used for objective color description in apricot (Ruiz et al., 2005).

The evolution of the variable a^* between light side and colored side showed that it is an indicator in the development of the yellow color for Boum A2, Clone C, and Agdez C2 clones, orange color for clones Agdez LG1, Marouch 4, Ab5, RTIL Marouch 4, and Marouch16, and a red color for Cg2 and Mans15 clones. The increase of a^* in parallel with decrease of L^* reflected the darken-

ing of the apricots fruits, these changes were due to the pigment changes during development and maturation of apricots and especially by carotenoids accumulation. Ruiz et al. (2005) reported that carotenoid content in apricot fruit showed a good correlation with the skin and flesh color, with apricots having orange colored flesh containing higher levels of carotenoids than those having white-colored flesh. The result was similar to the data obtained by (Durmaz et al., 2010) who reported that early ripening apricot cultivars have higher L^* values.

It was shown that the orange color was closely correlated with the carotenoid content (Marty et al., 2005). Some researchers indicated that H° value is a suitable parameter for estimating carotenoid levels of fruit species (Ruiz et al., 2005). Hegedus et al. (2010) reported that some apricots having low H° values are likely to be the richest sources of carotenoids.

L^* and H° were changed inversely then a^* , b^* and C^* ; such that during maturation, the values of L and H° decreases while a^* , b^* and C^* values increases. This can be explained by the chlorophyll degradation and carotenoid accumulation during the ripening of apricots, as confirmed in previous studies (Ruiz et al., 2005; Çalişkan and Polat, 2011; Durmaz et al., 2010; Caliskan et al., 2012).

The effect of maturity and clone was very important on the evolution of pigment content. The chlorophylls degraded between M1 stage and the commercial stage. Previous studies focused also on chlorophylls degradation, and showed that this degradation was accompanied by the formation of chromo-plastids during fruit ripening (Iglesias et al., 2008; Abaci and Asma, 2013). Chlorophyll degradation during maturation occurred in parallel with the development and accumulation of other pigments, such as carotenoids.

We found that β -carotene was the main pigment quantified in apricot clones. This result aligned with previous studies that found an abundance of β -carotene in apricot fruit (Amotz and Fishler, 1998; Munzuroglu et al., 2003; Zeb and Mehmood, 2004).

Other authors also confirmed the high amount of β -carotene in apricot fruits. Ruiz et al. (2005) found that the beta-carotene accounted for 88% of total carotenoids in orange apricots. whereas in (Radi et al., 1997) study β -carotene represented more than 50% of total carotenoid content.

The study conducted by Ruiz et al. (2005) revealed that some apricot varieties had a high Provitamin A content up to 2 mg per 100 g and he concluded that they were ones of the richest carotenoid fruit among other fruits such as grapefruit, papaya, nectarine, and some more recent pineapple cultivars. In our analysis, all Moroccan studied clones are rich in carotenoids and Provitamin A.

The PCA highlighted the correlations between color components and the evolution of pigments. A negative correlation was found between the two groups of pigments compounds studied due to the degradation of chlorophylls and carotenoids synthesis which produces the appearance of yellow, orange or red during ripening apricot fruit.

The positive correlation between L^* , H° and the chlorophylls shows primarily a relationship between the clarity of the skin of fruits and the content of chlorophyll, for instance the clearest apricots are rich in chlorophyll, and secondly the importance of the variables L^* and H° in the prediction of these compounds.

The strong correlation ($r > 0.9$) between a^* , b^* , and C^* and their positive relationship with the total carotenoids and negative relationship with chlorophylls showed the importance of these three parameters in the development of color pigments and therefore in monitoring the apricot maturation.

The correlation circle and bi-plot showed that analyzed apricot clones were characterized by an interesting genetic diversity defined by three types (clear clone, orange clone and red clone) of clone's apricots and discriminated by three groups of determined variables.

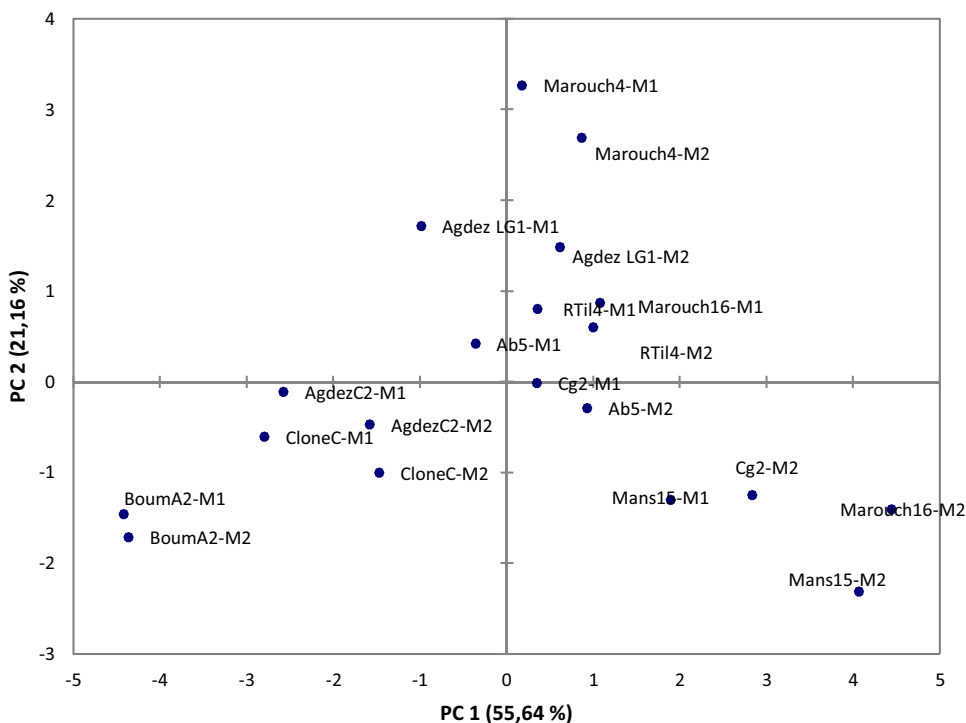


Fig. 2. Plot of apricot clones according to their maturity and characteristics determined by PCA.

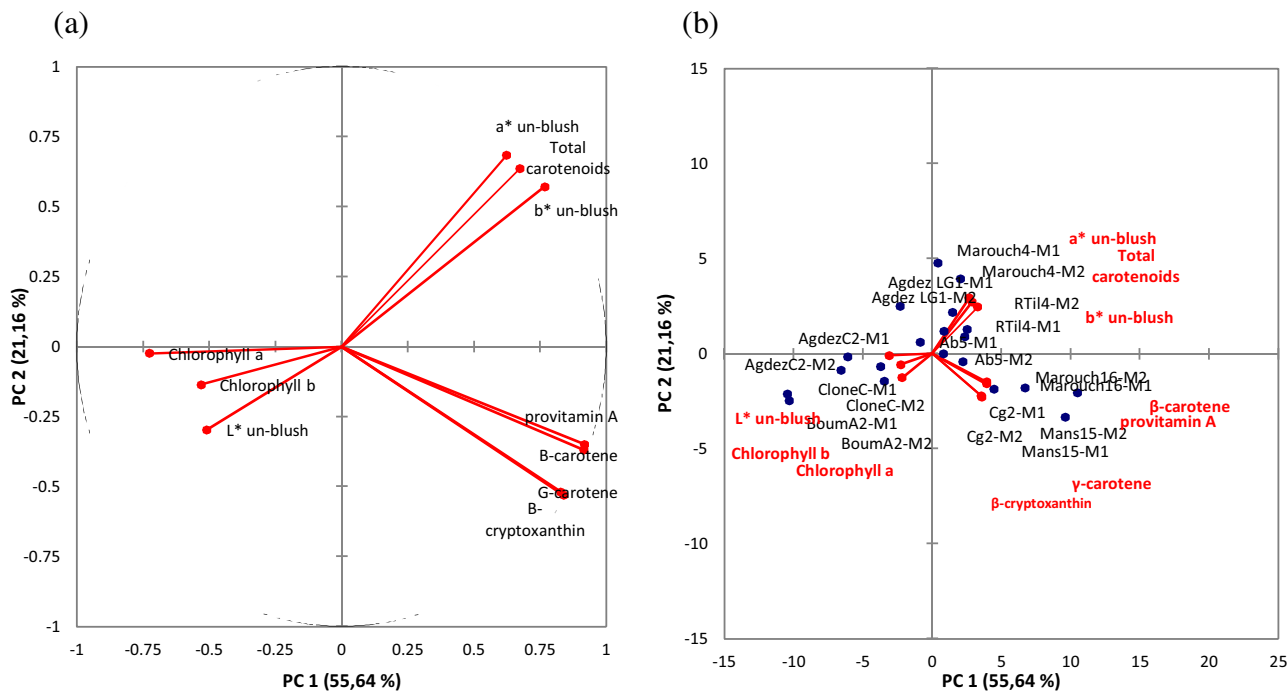


Fig. 3. Biplots of variables and apricot clones analyzed (a) Correlation circle of variables according to PCA (b) Segregation of 10 apricot clones according to maturity and their quality characteristics.

The types of correlations found between CIELAB parameters measured by a Minolta spectrophotometer, the pigments chlorophyll, and carotenoids could be exploited in the prediction of these biochemical compounds whose characterization requires destructive analytical measurements. The Minolta is therefore a simple no-destructive method that provides a good estimate of the carotenoid content in apricots.

5. Conclusion

In this study, it was determined that pigment component changes, especially chlorophyll degradation and carotenoids synthesis, and relationship between these changes and ripeness stages showed differences between different apricot types during ripening period.

The parameters CIELAB chromatic characteristics (a^* , b^* and C^*) revealed a good correlation with evolution of chlorophylls and carotenoids and they could be used for prediction pigments content of apricot.

This work also showed the richness of Moroccan apricots in carotenoids and in Provitamin A, this information will be useful in the development of the apricot sector for fresh consumption and for industrial processing in the region.

References

- Çalışkan, O., Polat, A.A., 2011. Phytochemical and antioxidant properties of selected fig (*Ficus carica* L.) accessions from the eastern Mediterranean region of Turkey. *Sci. Hort.* 128 (4), 473–478.
- Abaci, Z.T., Asma, B.M., 2013. Examination of some physiological and biochemical changes based on ripening in fruits of different types of apricots. *J. Plant Sci.* 1 (1), 6–10.
- Amotz, B.A., Fishler, R., 1998. Analysis of carotenoids with emphasis on 9-cis β -carotene in vegetables and fruits commonly consumed in Israel. *Food Chem.* 62, 515–520.
- Bramley, P.M., 2003. In: Johnson, I., Williamson, G.P. (Eds.), *Phytochemical Functional Foods*. CRC Press, Boca Raton.
- Brockmann, H., Volker, O., 1934. Der gelbe Federfarbstoff des kanarienvogels (*Serinus canaria canaria*) und das vorkommen von carotinoiden bei vogeln, Hoppe-Seyler's Z. *Physiol. Chem.* 224, 193–215.
- Caliskan, O., Bayazit, S., Sumbul, A., 2012. Fruit quality and phytochemical attributes of some apricot (*Prunus armeniaca* L.) cultivars as affected by genotypes and seasons. *Not. Bot. Horti Agrobot. Cluj-Napoca* 40, 284–294.
- De-Kok, L., Graham, M., 1989. Levels of pigments, soluble proteins, amino acids and sulfhydryl compounds in foliar tissue of *Arabidopsis thaliana* during dark induced and natural senescence. *Plant Physiol. Biochem.* 27, 203–209.
- Durmaz, G., Çam, M., Kutlu, T., H.İşli, Y., 2010. Some physical and chemical changes during fruit development of five common apricot (*Prunus armeniaca* L.) cultivars. *Food Sci. Technol. Res.* 16, 71–78.
- Fraser, P.D., Bramley, P.M., 2004. The biosynthesis and nutritional uses of carotenoids. *Prog. Lipid Res.* 43, 228–265.
- Friatianni, A., Albanese, D., Mignogna, R., Cinquanta, L., Panfilii, G., Di Matteo, M., 2013. Degradation of carotenoids in apricot (*Prunus armeniaca* L.) during drying process. *Plant Foods Hum. Nutr.* 68, 241–246.
- Grimplet, J., 2004. *Génomique Fonctionnelle Et Marqueurs De Qualité Chez l'abricot*. Toulouse: Institut National Polytechnique De Toulouse. Statement, pp. 253p.
- Hegedus, A., Engel, R., Abranko, L., Balogh, E., Blazovics, A., Herman, R., Halasz, J., Ercisli, S., Pedryc, A., Stefanovits-Banyai, E., 2010. Antioxidant and antiradical capacities in apricot (*Prunus armeniaca* L.) fruits: variations from genotypes years, and analytical methods. *J. Food Sci.* 75, C722–C730.
- Hortensteiner, S., 2006. Chlorophyll degradation during senescence. *Annu. Rev. Plant Biol.* 57, 55–77.
- Iglesias, I., Echeverria, G., Soria, Y., 2008. Differences in fruit color development anthocyanin content, fruit quality and consumer acceptability of eight 'Gala' apple strains. *Sci. Hort.* 119, 32–40.
- Kurz, C., Carle, R., Chieber, A., 2008a. HPLC-DAD-MS characterization of carotenoids from apricots and pumpkins for the evaluation of fruit product authenticity. *Food Chem.* 110, 522–530.
- Kurz, C., Carle, R., Schieber, A., 2008b. HPLC-DAD-MS characterization of carotenoids from apricots and pumpkins for the evaluation of fruit product authenticity. *Food Chem.* 110, 522–530.
- Kuti, J.O., 2004. Antioxidant compounds from four *Opuntia cactus* pear fruit varieties. *Food Chem.* 85, 527–533.
- Marty, I., Bureau, S., Sarkissian, G., Gouble, B., Audergon, J.M., Albagnac, G., 2005. Ethylene regulation of carotenoid accumulation and carotenoid gene regulation in colour-contrasted apricot varieties (*Prunus armeniaca*). *J. Exp. Bot.* 56, 1877–1886.
- Merzlyak, M.N., Gitelson, A.A., Chivkunova, O.B., Rakitin, V.Y., 1999. Non-destructive optical detection of pigment changes during leaf senescence and fruit ripening. *Physiol. Plant.* 106, 135–141.
- Munzuroglu, O., Karatas, F., Geckil, H., 2003. The vitamin and selenium contents of apricot fruit of different varieties cultivated in different geographical region. *Food Chem.* 83, 205–212.
- Radi, M., Mahrouz, M., Jaouad, A., Tacchini, M., Aubert, S., Hugues, M., Amiot, M.J., 1997. Phenolic composition, browning susceptibility, and carotenoid content of several apricot cultivars at maturity. *HortScience* 32, 1087–1091.
- Ruiz, D., Egea, J., 2007. Phenotypic diversity and relationships of fruit quality traits in apricot (*Prunus armeniaca* L.) germplasm. *Euphytica* 163, 143–158.
- Ruiz, D., Egea, J., Tomás-Barberán, F.A., Gil, M.I., 2005. Carotenoids from new apricot (*Prunus armeniaca* L.) varieties and their relationship with flesh and skin color. *J. Agric. Food Chem.* 53, 6368–6374. <http://dx.doi.org/10.1021/jf048070>.
- Sass-Kiss, A., Kiss, J., Milotay, P., Kerek, M.M., Toth-Markus, M., 2005. Differences in anthocyanin and carotenoid content of fruits and vegetables. *Food Res. Int.* 38, 1023–1029.
- Schieber, A., Carle, R., 2005. Occurrence of carotenoid cis-isomers in food: technological, analytical, and nutritional implications. *Trends Food Sci. Technol.* 16, 416–422.
- Zeb, A., Mehmood, S., 2004. Carotenoids content from various sources and their potential health applications. *Pak. J. Nutr.* 3 (3), 199–204.

Characterization of polyphenols by Thioacidolysis-UFLC and their contribution in antioxidant activity of apricot: impact of genotype and ripening stage

Jamal Ayour ^{a, b, c*}, Jean-Marc Audergon ^d, Catherine M.G.C. Renard ^{b, c}, Mohamed Benichou ^a,
Carine Le Bourvellec ^{b, c}

^a Faculté des sciences, Université Cadi Ayyad, Laboratoire Sciences des Aliments, M-40090
Marrakech, Maroc

^b UMR408 Sécurité et Qualité des Produits d'Origine Végétale, INRA, F-84000 Avignon, France

^c Université d'Avignon et des Pays du Vaucluse, UMR408 Sécurité et Qualité des Produits d'Origine
Végétale, F-84000 Avignon, France

^d INRA, UR1052 Génétique et Amélioration des Fruits et Légumes, F-84143 Montfavet, France

Abstract

The phenolics profile and antioxidant capacity of ten new Moroccan apricot clones, were analyzed in order to evaluate the evolution of polyphenols and their contribution to antioxidant activities during ripening. Considering the advantages, thioacidolysis combined with the Ultra-Fast Liquid Chromatograph (UFLC) method has proved very practical and effective in complete determining phenolic composition and its performance to quantify procyanidins. Total phenolic levels ranged from 82 to 1516 mg kg⁻¹ in M2 (commercial stage) and from 97 to 1833 mg kg⁻¹ in M3 (consumption stage). Among the four identified phenolic groups, procyanidins were the predominant class with concentrations varied from 30 to 1091 mg kg⁻¹ and from 398 to 1411 mg kg⁻¹ in M2 and M3 respectively. Procyanidins and catechins groups were the principal contributors to antioxidant capacity of studied apricots. Ripening impact was very limited compared to genotype, especially skin color and caliber of fruits. Indeed, results showed that red and orange apricots exhibited significantly higher phenolic contents and antioxidant activities comparing with the clear ones, indicating their commercial value and potential applications in food and nutraceuticals.

Keywords: thioacidolysis, *Prunus armeniaca*, maturity, phenolic compounds, quality

1. Introduction

Apricot (*Prunus armeniaca* L.) is a fleshy fruit of nutritional and economic interests. With a total world production around 3.88 million tons (FAOSTAT, 2016), it is the third most widely grown stone fruit, after peach and plum. Turkey, with about 730 000 tons and Uzbekistan, which produced 662 123 tons in 2016, are the leading countries in the production of apricot fruits. In Morocco, the production of apricot fell from 159 124 to 71 156 tons between 2011 and 2016 respectively (FAOSTAT). The Marrakesh region is considered the most important apricot growing area in Morocco. However, the traditional varieties are almost the only source of production. Indeed, various renovations have occurred in recent years to introduce new cultivars to meet market requirements and satisfy consumers and industry demands. The National Institute for Agricultural Research in Marrakesh (INRA) has undertaken a research program targeting areas of traditional cultivation of several fruit species including apricot. Some of these clones, characterized for their agronomical performance are characterized here for their bioactive compounds (Ayour et al., 2017).

The consumption of apricots has been considered to have beneficial effects on health, mainly because of the high levels of a wide range of antioxidant compounds in their tissues (Ruiz et al., 2005; Hegedus et al., 2010). Interest in these compounds has been increased because of their antioxidant properties and their presumed ability to alleviate chronic diseases (Vinson et al., 1998; Gardner et al., 2000). Apricot fruits have an *in vivo* cardio-protective activity associated with their antioxidant phenolic content as they can offer protection against radiation (Parlakpınar et al., 2009; Ugras et al., 2010). Phenolic compounds are defined as secondary metabolites characterized by at least one aromatic ring with one or more hydroxyl groups attached. Phenolic acids, especially hydroxycinnamic acids, are often described as the dominant phenolic compound in apricots and, of these, the major one is chlorogenic acid (5-*O*-caffeoylquinic) (Ruiz et al., 2005). Other phenolic acids present in this fruit are caffeic acid, neochlorogenic acid (3-*O*-caffeoylquinic), *p*-coumaric acid, ferulic acid and their esters (Ruiz et al., 2005; Dragovic-Uzelac et al., 2005). Flavonoids, such as flavan-3-ols ((+)-catechin and (-)-epicatechin (monomer) and flavonols (quercetin-3-*O*-rutinoside and quercetin-3-*O*-glucoside) and anthocyanins (cyanidin-3-*O*-glucoside and cyanidin-3-*O*-rutinoside) are also present in apricot (Arts et al., 2000; Ruiz et al., 2005; Dragovic-Uzelac et al., 2005; Bureau et al., 2009), albeit at lower concentrations. Procyanidin (oligomers and polymers of flavan-3-ols) have recently been demonstrated to be the major class of polyphenols in apricots (Le Bourvellec et al., 2018). Considering fruit ripening, immature fruits were characterized with the highest levels of polyphenols, with reduced levels at the semi-mature stage and remaining

relatively unchanged in commercially rip fruits (Dragovic-Uzelac et al., 2007).

In this work, the impacts of ripening and genotype on polyphenols and antioxidant activities were measured in order to determine the phenolics contribution in antioxidant activity of apricot. And to investigate the implication of skin color in determination of antioxidant capacity of ten apricot clones.

2. Materials And Methods

2.1. Chemicals and standards

Methanol, ethanol for analysis, sodium carbonate and Folin Ciocalteu reagent were from Merck (Darmstadt, Germany). Gallic acid and DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) were purchased from Sigma-Aldrich (St. Louis, MO, USA). Acetate buffer (Riedel-de Haen, Germany), TPTZ (2,4,6-tripyridyl-s-triazine) and FeCl₃.6H₂O solution were from Fluka (Chemicals, Switzerland). Acetonitrile of HPLC grade and acetic acid were from Fischer Scientific (Pittsburgh, PA, USA). Methanol of HPLC grade was from VWR international (Fontenay-sous-bois, France). 5-O-caffeoylquinic acid, (+)-catechin, (-)-epicatechin, were from Sigma Aldrich (Darmstadt, Germany). Quercetin, cyanidin-3-O-glucoside, cyanidin-3-O-rutinoside, and 3-O-caffeoylquinic acid were obtained from Extrasynthèse (Lyon, France).

2.2. Plant material

The plant material assayed included 10 apricot clones (Boum A2, Agdez C2, Marouch 4, Ab 5, Marouch 16, Rtil 4, Clone C, Mans 15, Agdez LG1 and Cg 2) were collected from apricot collection of experimental orchard of the Regional Center for Agricultural Research in Marrakech, Morocco (30°21'08.4" N 9°30'29.0" W).

All clones used were harvested between May 20th and June 16th (2015) at two different maturity stages (M2: commercially ripe and M3: consumption ripe). The ripening stage was based on fruit firmness and surface color. The fruit was considered commercially ripe when it reached full size and an intense color (light, orange or red depending on genotype), but the apricot was still firm to withstand handling, transport and storage conditions. At the consumption stage, the fruit was soft and could easily be detached from the tree. It is the fruit intended for the local market and for consumption almost immediate (ready to be eaten). Two replicates of ten fruits for each maturity stage per cultivar were constituted.

2.3. Antioxidant activity

2.3.1. Preparation of extracts

After grinding, five grams of apricot from each sample were taken and diluted to 30 ml with 80% methanol and then clarified by centrifugation at 10,000 g for 15 minutes. The

obtained extracts were combined and filtered using Whatmann No. 42 filter paper and then centrifuged at 4 °C for 20 minutes at 23447 g. The supernatants thus collected were kept at 2 °C until analysis.

2.3.2. *Folin–Ciocalteu electron transfer assay*

Total phenols were determined by Folin–Ciocalteu, which is an electron transfer-based assay, as described by Sponas and Wrolstad (1990).

2.3.3. *DPPH radical scavenging activity*

The DPPH radical scavenging activity of the apricot extracts was measured according to the method of Brand-Williams et al. (1995) with some modifications. For each extract, ten milliliters were mixed with 2 ml of a 60 mM solution of DPPH in ethanol. Then, the mixture was stirred vigorously and kept in the room temperature for 30 minutes, then the absorbance was measured at 517 nm in a UV-visible spectrophotometer. The range of investigated concentrations was 0.5 to 7.0 mg mL⁻¹.

The results were expressed as EC₅₀ value (DPPH), which represents the concentration of the extract giving a 50% reduction in DPPH absorbance.

2.3.4. *Ferric reducing ability power (FRAP)*

The reducing power of extracts was determined by evaluating the transformation of Fe³⁺–Fe²⁺ according to the method of Oyaizu et al. (1986). The results were expressed as EC₅₀ (RP) value, which represents the concentration of extract giving a 0.5 for the reducing power. The EC₅₀ value was obtained by linear regression of the absorbance at 700 nm as in case of DPPH radical scavenging activity.

2.4. Analysis of phenolic compounds

2.4.1. Thioacidolysis and extraction

Thioacidolysis was carried out as described previously (Guyot et al., 2001; Le Bourvellec et al., 2011), except that the sample amount was of 150 mg of freeze-dried apricot powder. In order to distinguish between native flavan-3-ol monomers and flavan-3-ol monomers coming from the terminal units of procyanidins, a 'crude' extract analysis without thiolysis was performed as described by Guyot et al. (2001) and Le Bourvellec et al. (2011), again using a sample of 150 mg. After filtration (PTFE, 0.45 μm), the extract or the reaction medium was directly injected (20 μL) into the chromatography system.

2.4.2. UFLC analysis

Analyses of polyphenols were carried out using an Ultra-Fast Liquid Chromatography Shimadzu Prominence system (Kyoto, Japan) including two pumps LC-20AD Prominence liquid chromatograph UFLC, a CTO-20AC Prominence column oven, a SPD-M20A Prominence diode array detector, a SIL-20AHT Prominence autosampler, a DGU-20A5 Prominence degasser, a CBM-20A Prominence communication bus module and controlled by a LC Solution software (Shimadzu, Kyoto, Japan). The separation of phenolic compounds was performed using Le Bourvellec et al. (2011) conditions. The results are expressed in mg kg^{-1} FW by comparison of the quantified individual compounds with the external standards (Table 1).

The degree of polymerization (DP) of procyanidins was calculated as the molar ratio of all flavan-3-ol units (thioether adducts plus terminal units) to (+)-catechin and (-)-epicatechin corresponding to terminal units.

2.5. Statistical analysis

The data were statistically evaluated with an analysis of variance (ANOVA) using XLSTAT statistical software version 2011. Difference between the average data were compared using least significant difference test (LSD) and statistical differences with P-values under 0.05 were considered significant. A principal component analysis (PCA) was performed using factor analysis of SPSS software. The analysis was carried out for the 10 apricot clones on all measured variables. For each clone, data set corresponds to both replications of 10 fresh fruits per maturity stage.

Table 1. Wavelength ranges of detection of quantified phenolic compounds

Wavelengths	Phenolic compounds
280 nm	(+)-catechin, (-)-epicatechin and (-)-epicatechin benzyl thioether (quantified as (-)-epicatechin)
320 nm	3- <i>O</i> -caffeoylquinic acid, 5- <i>O</i> -caffeoylquinic acid and their methylated derivatives
350 nm	Quercetin-3- <i>O</i> -glycosides (quantified as quercetin)
540 nm	Cyanidin glycosides (quantified as cyanidin-3- <i>O</i> -glucoside)

3. Results and Discussion

3.1. Total phenols and Antioxidant activity

The minimal and maximal of total phenolics values were found in Boum A2 and Cg 2 (Table 2). The values were in agreement with previous ranges varied from 303 to 5596 mg kg⁻¹ FW (Drogoudi et al., 2008) and from 440 to 2802 mg kg⁻¹ FW (Campbel et Padilla-Zakour, 2013). Total phenolic contents of various fresh *Prunus* fruits, including apricot and nectarines, have been reported in previous studies (Moyer et al., 2002; Gill et al., 2002), such as the total phenolic contents reported were as low as 91 mg kg⁻¹ FW. Based on these data, our apricot clones may be considered as a good source of total phenolic for *Prunus*, though the concentrations reported were much lower than in apples or pears (Sanoner et al., 1999; Brahem et al., 2017). The clone had significant effect on the concentration of phenolic and antioxidant activity in apricot fruits, much higher than maturity stage. For “total phenolics”, significant differences ($p < 0.05$) were found between the apricot clones while the differences among maturity stages were less significant.

Similar to previous studies, FRAP assay values were higher than DPPH values. This is probably due to differences in the reaction kinetics and the absolute antioxidant potentials of various reductive substrates, as they interact with the two radicals (Özgen et al., 2006), as well as to the different methodologies (absolute absorbance versus linear regression).

Higher antiradical activities were consistently found for some cultivars at both ripening stages (Table 2): Cg 2 clone had the highest DPPH radical scavenging activity and ferric reducing ability (lowest EC₅₀) in M2 and M3 stages. Ab 5, Mans 15, and Marouch 16 clones had higher antioxidant activity (Table 2) than other apricot cultivars.

The tendency was similar between both assays (DPPH and FRAP) although the proportions

were different. It suggests that DPPH and FRAP measure a similar group of antioxidants, but DPPH is a more sensitive method.

The results reported in Table 2 are in accordance with published data on antioxidant activity of apricot (Durmaz et al., 2010) which found similar antioxidant levels (DPPH assay) in samples of five different apricots. Greater values of antioxidant capacity were also obtained by of Hussain et al. (2013) in apricot fruit using DPPH assay, such that the average value of the EC₅₀ was 0.21 mg mL⁻¹. Nevertheless, it is not possible to compare our results with those obtained by other authors, because of the differences either in the method of measuring the activities, the dosage, the modes of expression and / or types of considered samples.

Table 2. Ripening and cultivar effects on total polyphenols (mg kg⁻¹ FW fresh weight) and antioxidant activity (EC₅₀ (mg mL⁻¹)) of apricots (flesh + skin)

Cultivar	Folin–Ciocalteu assay (TP)		DPPH radical scavenging activity ^a (EC ₅₀)		Ferric reducing ability power ^a (EC ₅₀)	
	M2	M3	M2	M3	M2	M3
Boum A2	816 f	962 e	0.61 d	0.57 d	0.93 d	0.91 e
Agdez C2	1511 d	1777 c	0.53 c	0.43 c	0.61 b	0.65 cd
Marouch 4	1315 e	999 e	0.63 d	0.59 d	0.62 b	0.72 d
Ab5	1430 de	1730 c	0.38 a	0.37 b	0.41 a	0.34 a
Marouch 16	1401 de	1257 d	0.43 b	0.38 b	0.63 b	0.55 c
Rtil 4	1878 b	1921 bc	0.45 b	0.44 c	0.57 b	0.53 c
Clone C	1420 de	1150 d	0.52 c	0.53 d	0.78 c	0.79 d
Mans15	1747 c	2040 b	0.47 b	0.35 b	0.43 a	0.44 b
Agdez LG1	1706 c	1801 c	0.53 c	0.55 d	0.64 c	0.76 d
Cg 2	2152 a	2242 a	0.31 ab	0.28 a	0.42 a	0.34 a
Pooled SD	323	231	0.16	0.08	0.14	0.11
Clone	1523***	1206***	6**	9**	2**	3**
Maturity	607**	411**	4**	7*	7**	2*
Clone*Maturity	222*	259*	3*	4*	3*	1*

The values with different letters in the same column are significantly different (P<0.05).

M2: Commercial stage; M3: Consumption stage;

^a Results were expressed on dry weight basis.

TP: total polyphenols; EC₅₀: Inhibitory concentration (mg/mL), the amount of sample extracted into 1 mL solution necessary to decrease by 50% the initial concentration.

Pooled SD: pooled standard deviation, Fisher's Value F value, P ≤ 0.05: *, P ≤ 0.01: **, P ≤ 0.001: ***.

3.2. Polyphenol composition

The analysis of phenolic compounds by UFLC allowed to identify four major phenolic classes with a total of 9 quantified individual compounds. (Table 3). The quantified phenolic compounds included two hydroxycinnamic acids (3-*O*-caffeoylquinic and 5-*O*-caffeoylquinic acids), three flavan-3-ols ((+)-catechin and (-)-epicatechin (monomers) and procyanidins (polymers)), two flavonols (quercetin-3-*O*-rutinoside and quercetin-3-*O*-glucoside) and two anthocyanins (cyanidin-3-*O*-glucoside and cyanidin-3-*O*-rutinoside). These groups coincide with those found previously in apricots (Ruiz et al., 2005; Le Bourvellec et al., 2018) and in other stone fruits (peach and nectarine) (Tomas-Barberan et al., 2001; Tavarini et al., 2011). However, other compounds previously reported in apricots were not identified here, namely: caffeic acid, *p*-coumaric acid, quercetin-3-*O*-acetyl-hexoside and peonidin-3-*O*-rutinoside (Ogah et al., 2014), this can be related to the genetic diversity of apricots and / or the used experimental method.

Sum of phenolics levels were in agreement with previous study (Ruiz et al., 2005), who found between 326 and 1600 mg kg⁻¹ FW of edible tissue for commercial apricot (M2). However, they are lower than those reported by Le Bourvellec et al. (2018) ranging from 406 to 2013 mg kg⁻¹ FW. These differences may be related to the apricot cultivar. Furthermore, the “total phenolics” content measured by the Folin method were much higher than the sum of the quantified compounds by chromatographic analysis for most clones. These differences are especially related to the method, because the Folin method detects all compounds able to transfer electrons among other, such as ascorbic acid, carotenoids... In a previous study (Ayoub et al., 2017), we reported that some of these apricot clones are rich in organic acids and especially in ascorbic acid. Indeed, the ascorbic acid contents of analysed apricots are high especially in M2 stage for Marouch 4 (0.15 g kg⁻¹ FW), Ab 5 (0.10 g kg⁻¹ FW) and Rtil 4 (0.08 g kg⁻¹ FW).

Among the four phenolic groups, procyanidins (PCA) were the predominant class. Their level was higher than reported by Ruiz et al. (2005) (10.5 to 333.1 mg kg⁻¹ FW) and less than reported by Le Bourvellec et al. (2018) (133 to 1681 mg kg⁻¹ FW). The number average degree of polymerization of procyanidins (DP PCA) decreased slightly with apricot maturity from M2 to M3. The procyanidins' DP determined in this study were less than those calculated previously (4.7 and 10.7) (Bourvellec et al. (2018), which are close to those of apple procyanidins (Guyot et al., 2001; Le Bourvellec et al., 2011).

(+)-Catechin concentration was slightly higher than (-)-epicatechin. These concentrations were more variable than reported for commercial apricot (M2) in previous study (Campbell et

Padilla-Zakour, 2013), where (+)-catechin (0.2 – 26.4 mg kg⁻¹ FW) is also found to be higher than (-)-epicatechin (1.4 – 5.8 mg kg⁻¹ FW). Dragovic-Uzelac et al. (2007) reported average values for some commercial apricot varieties which do not exceed 2.2 and 3.35 mg kg⁻¹ FW for (+)-catechin and (-)-epicatechin respectively.

The hydroxycinnamic acids (3-*O*-caffeoylquinic acid and 5-*O*-caffeoylquinic acid) represented the second phenolic class. This confirmed previous studies (Radi et al., 1997; Sochor et al., 2010) that report 5-*O*-caffeoylquinic acid as the main polyphenol in apricot fruit when neglecting to measure procyanidins. Differences in concentrations were slight between the apricots clones for both acids. Campbell et al. (2013b) reported, approximatively, the same ranges and maturity differences among some apricot varieties.

The occurrence of quercetin-3-*O*-rutinoside and quercetin-3-*O*-glucoside in apricots was reported previously (Ruiz et al., 2005; Campbell et al., 2013) as well as other flavonols. The analyzed apricots were richer in flavonols than previously reported (Campbell et Padilla-Zakour, 2013; Campbell et al., 2013; Le Bourvellec et al., 2018). However, the presented values (Table 2) were in agreement with those recently reported for apricots in a database, in which the cultivar is not specified (Dragovic-Uzelac et al., 2005; Roussos et al., 2011).

Anthocyanins were detected only in Cg 2 clone, which was characterized by its red fruits. The two compounds detected were cyanidin-3-*O*-glucoside and cyanidin-3-*O*-rutinoside (Table 2). Anthocyanins are rarely studied in apricot, because the orange color of the unblushed side of the fruit is conferred by carotenoids. In two red apricot accessions, it was found cyanidin-3-*O*-rutinoside (representing 75 % of the total anthocyanins detected), cyanidin-3-*O*-glucoside and peonidin-3-*O*-rutinoside (approximately 12 % each) (Bureau et al., 2009). Previous study (Campbell et Padilla-Zakour, 2013) reported 1.35 and 2.44 mg kg⁻¹ FW for cyanidin-3-*O*-glucoside and cyanidin-3-*O*-rutinoside, respectively, in two red apricot varieties. Cyanidin-3-*O*-glucoside was quantified previously (Campbell et al., 2013) with 0.8 mg kg⁻¹ FW at commercial stage and 0.9 mg kg⁻¹ FW at consumption stage.

Among all apricot clones, the highest concentrations of polyphenols were determined in Cg 2, which was characterized with higher values in all phenolic compounds, especially in procyanidins. The results of this study show that the polyphenol content of apricots has a considerable relationship with fruit skin color. Dark apricots (red and orange) were generally richer in polyphenols than clear ones. This confirms and complements our previous results (Ayour et al., 2016) about the color change (expressed in the CIE 1976 L*a*b* color space) and pigments evolution (chlorophylls and carotenoids) of studied apricot clones. Indeed, it was noted that the ten clones can be separated into three groups: clear apricots (Boum A2,

Clone C, and Agdez C2) were characterized with a high L* values and they were rich in chlorophylls a and b. Orange apricots (Marouch4, Agdez LG1, Ab5, Rtil4) were affluent in carotenoids and characterized by an orange color which was well explained by the high values of the parameters a* and b*. However, the both red clones (Cg 2 and Mans 15) and the Marouch16 clone (orange) were the richest in carotenoids, β -carotene and Provitamin A.

Table 3. Concentrations (mg kg⁻¹ FW) of phenolic compounds in apricot clones (flesh + skin) in M2 and M3 stages

Clone	Flavan-3-ol monomers (Catechins)		Flavan-3-ol polymers (Procyanidins)		Hydroxycinnamic acids		Flavonols		Anthocyanins		Sum of phenolics
	Catechin	Epicatechin	PCA	DP PCA	3CQA	5CQA	Q3R	Q3G	C3G	C3R	
M2											
Boum A2	11 c	6 e	30 g	5 c	29 cd	23 d	73 a	5 a	ND	ND	176 cd
Agdez C2	9 d	14 d	40 g	3 d	3 e	5 f	10 c	1 e	ND	ND	82 d
Marouch 4	9. d	11 de	40 f g	4 d	27 cd	13 e	30 ab	2 cd	ND	ND	131 cd
Ab 5	25 b	30 bc	464 b	4 d	37 c	46 c	30 b	3 c	ND	ND	634 b
Marouch 16	30 b	39 b	118 d	7 a	18 d	11 e	16 bc	1 d	ND	ND	233 c
Rtil 4	21 bc	10 e	92 e	5 dc	44 c	20 d	69 a	5 a	ND	ND	262 c
Clone C	8 d	15 d	46 f	5 c	18 d	10 e	22 d b	2 cd	ND	ND	121 cd
Mans15	24 b	25 c	201 c	4 d	19 d	12 e	15 bc	1 e	ND	ND	297 c
Agdez LG1	3 e	6 e	48 f	4 c	100 b	79 b	38 ab	4 b	ND	ND	278 c
Cg 2	75 a	60 a	1091 a	5 c	132 a	107 a	40 ab	4 b	7 a	4 a	1516 a
M3											
Boum A2	16 e	8 c	53 de	4 c	36 b	26 bc	36 ab	4 ab	ND	ND	169 c
Agdez C2	7 f	1 de	54 e	3 c	6 c	10 cd	18 b	1 c	ND	ND	97 d
Marouch 4	5 f	1 e	48 e	6 a	8 c	5 d	36 ab	2 b	ND	ND	106 cd
Ab 5	28 d	22 b	489 b	4 c	49 b	55 b	28 ab	2 b	ND	ND	673 b
Marouch 16	39 c	9 c	166 c	4 c	21 bc	14 c	8 c	4 ab	ND	ND	258 c
Rtil 4	22 de	6 c	96 d	5 b	30 b	14 c	55 a	5 a	ND	ND	228 c
Clone C	9 f	17 bc	82 d	4 c	19 bc	11 c	65 a	5 a	ND	ND	192 c
Mans15	65 b	20 b	428 b	3 d	35 b	13 c	17 b	2 c	ND	ND	581 b
Agdez LG1	5 f	11 bc	39 e	3 d	52 b	4 b	56 a	5 a	ND	ND	199 c
Cg 2	95 a	43 a	1411 a	3 c	125 a	102 a	47 a	5 ab	9 a	5 a	1833 a
Pooled SD	6	6	11	0.5	8	7	10	1	-	-	62
Pooled SD (Cg 2)	8	7	15	0,3	8	5	5	0,7	-	-	43
Clone	18***	21***	72**	3***	39***	21***	43**	4**	-	-	115**
Maturity	10**	9*	8**	5*	11**	11*	8*	3**	-	-	12**
Clone*Maturity	15*	9*	44*	1*	13**	17**	9	3	-	-	29*

The values with different letters in the same column are significantly different ($P < 0.05$) according to LSD test.

M2: Commercial stage; M3: Consumption stage; ND: Not detected, PCA: procyanidins, DP: degree of polymerisation, 3CQA: 3-*O*-caffeoylquinic acid, 5CQA: 5-*O*-caffeoylquinic acid, Q3R: quercetin-3-*O*-rutinoside, Q3G: quercetin-3-*O*-glucoside, C3G: Cyanidin-3-glucoside, C3R: Cyanidin-3-rutinoside
Pooled SD: pooled standard deviation, Fisher's Value F value, $P \leq 0.05$: *, $P \leq 0.01$: **, $P \leq 0.001$: ***

3.3. Principal components analysis and grouping of genotypes

Principal components analysis was used to illustrate the relationships among apricot cultivars, and to analyze the profiles evolution of polyphenols and antioxidant activities considering the clone heterogeneity and the ripening effect.

A first principal component analysis was carried out with all clones. More than 79 % of the total variance was explained by the first two principal components (Figure 1A and 1B). The first component (PC1) described 58.44 % and the second component 20.94 % of the total variability. Clone Cg 2, which a high polyphenol concentration and large red fruits (i.e. with anthocyanins), was clearly segregated from all others (Figure 1A and 1B), and it was this contrast which defined the first component. However, the sample map showed that variability was primarily due to cultivar, whereas the ripening stage effect was weak.

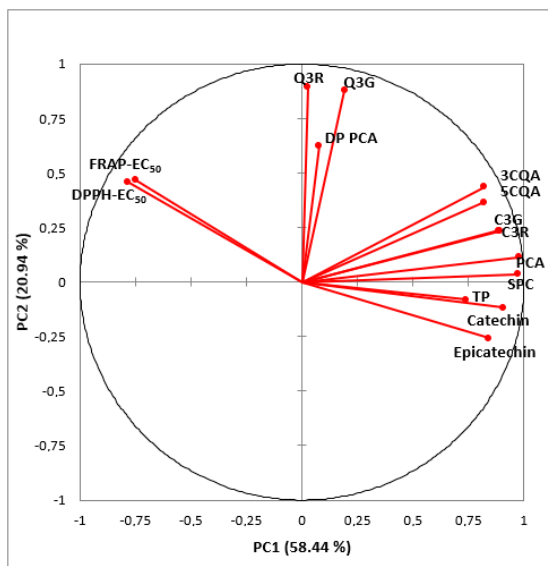
On the correlation circle of variables with Cg 2 (Figure 1A) almost all variables were grouped on positive part of the first component, except EC₅₀ (DPPH) and EC₅₀ (FRAP) which were negatively correlated, as can be expected from their construction as EC₅₀ are inversely proportional to antioxidant potential. This was linked to the clear differences between one clone (Cg 2) much richer than all others in almost all polyphenols, and the only clone to contain anthocyanins.

Reanalysis of the results without Cg 2 allowed better mapping of all other clones (Figure 1C and D). The first component (PC1) described 47.49 % and the second component 24.02 % of the total variability. The determined groups of polyphenols (flavan-3-ols, hydroxycinnamic acids, flavonols and anthocyanins) were well distinguished in the second circle of correlation (Figure 1C), which allowed to improve the representation quality on the factorial map of individuals (Figure 1D). Indeed, the elimination of clone Cg 2 allowed to balance the representation of clones and to get a good distribution on the both components of plot. The distribution of individuals (Figure 1D) distinguished clones without major impact of the maturity stages. As in apple (Renard et al., 2007), this low impact of maturity could be due to synthesis of polyphenols early during fruit life, followed by a simple dilution over fruit growth. The factorial map (Figure 1D) indicated that this clone effect could be related to the color and caliber of the apricots. Cg 2 and Mans15 are characterized by a red skin and a large caliber similar to Ab 5 which is a dark orange apricot. The others orange clones are located at the middle of plot (Figure 1D), namely Agdez LG1, Marouch 4, Rtil 4 and Marouch16 which are characterized with medium caliber. However, the apricots of Boum A2 and Agdez C2 and Clone C had a light skin and a small size compared to other clones. A Smaller size correspond to a higher skin to flesh ratio. Indeed, the specific compositions of apricot skin and flesh as

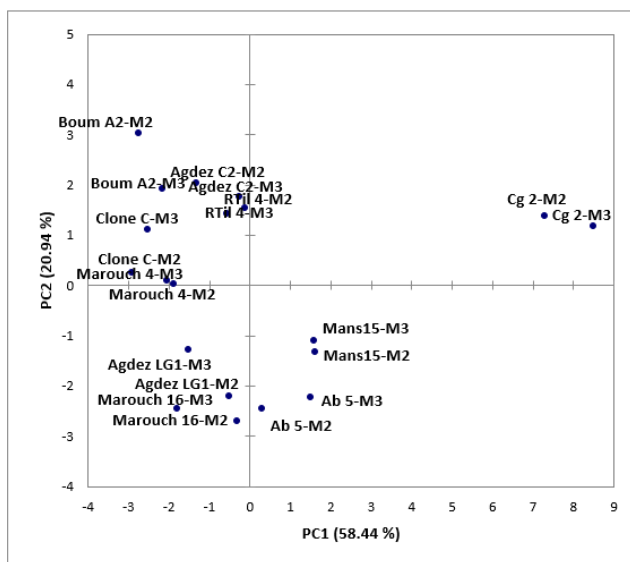
reported previously (Le Bourvellec et al., 2018) partially explain the differentiation of the clones along PC2 axis, as flavonols (Q3R and Q3G) are located preferentially in the apricot skin, which also presents lower degrees of polymerization of procyanidins than the flesh.

4. Conclusion

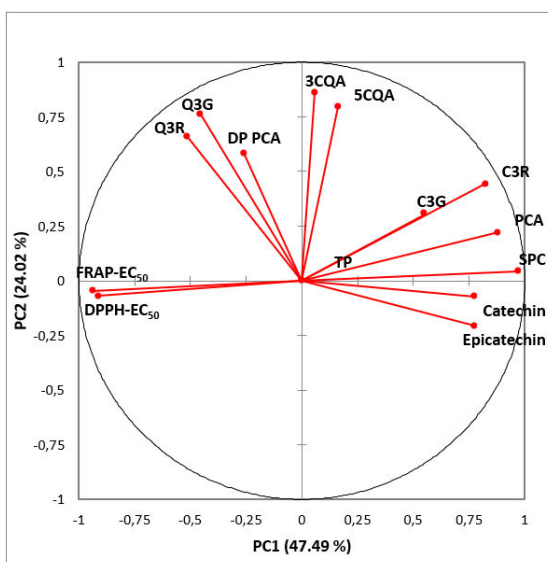
The study revealed, for the first time, the phenolic and antioxidant characteristics of ten new Moroccan apricot cultivars using the advantages of the thioacidolysis analysis. Apricot clones showed significantly high polyphenol contents and an important antioxidant activity level. Cg 2 was characterized by high antioxidant capacity and high content of polyphenols ($> 1.5 \text{ g kg}^{-1}$), while other cultivars were mostly lower than 0.5 g kg^{-1} . Apricot, though containing the characteristic polyphenols of Rosaceae, is an average source of phenolics, notably compared to apples or pears (Sanoner et al., 1999; Brahem et al., 2017). This also probably contributes to explain its limited susceptibility to browning upon cutting. Ripening effect on antioxidant activity and polyphenol composition of apricot fruits was very limited compared to the impact of clone, especially skin color and caliber of fruits. This indicates that the choice of genotype is a decisive factor in the nutritional and functional quality of apricot. In addition, as the results obtained with these new apricot clones that have demonstrated their richness in phenolic compounds and their antioxidant activity, further studies will be conducted to confirm their biological activities and use their valuable bioactive sources in nutraceutical applications whether for fresh consumption or processed apricot products.



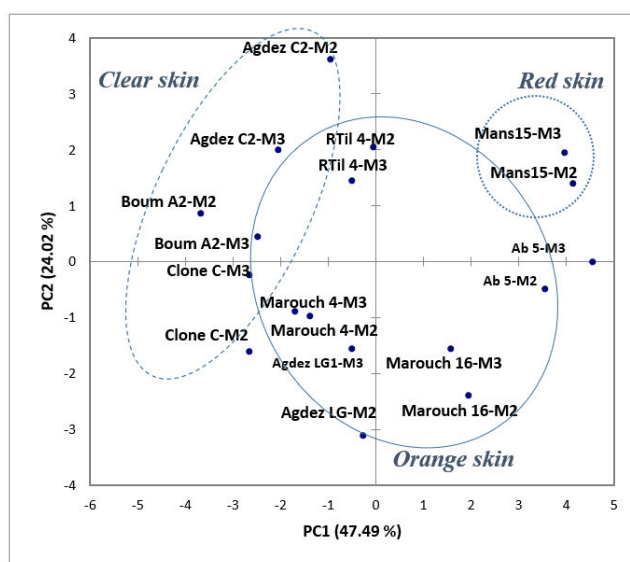
(A)



(B)



(C)



(D)

Fig. 1. Principal component analysis of polyphenol and antioxidant variables of 10 apricot clones at commercial (M2) and consumption (M3) stages. (A) and (B): representation with Cg 2 data, (C) and (D): representation without Cg 2 data.

(A) and (C) : Correlation cercle plots

(B) and (D) : Plots of samples distribution according to PC1 and PC2

TP: total of phenolics measured by Folin–Ciocalteu assay, SPC: Sum of quantified phenolic compounds by chromatographic analysis, PCA: procyanidins, DP: degree of polymerisation, 3CQA: 3-*O*-caffeoylquinic acid, 5CQA: 5-*O*-caffeoylquinic acid, Q3R: quercetin-3-*O*-rutinoside, Q3G: quercetin-3-*O*-glucoside C3G: Cyanidin-3 *O*-glucoside, C3R: Cyanidin-3 *O*-rutinoside

Sensory profiles and biochemical composition related to ripening of Moroccan apricots

Jamal Ayour ^{a, c, *}, Hasnaâ Harrak ^b, Barbara Gouble ^c, Abderrahim Alahyane ^a, Moha Taourirte
Jean-Marc Audergon ^c, Catherine Renard ^c, Mohamed Benichou ^a

^a Faculté des Sciences Semlalia, Université Cadi Ayyad, Laboratoire Sciences des Aliments,
M-40090 Marrakech, Maroc

^b Laboratory of Food Technology and Quality, Research Unit of Plants improvement and
Quality, National Institute for Agricultural Research (INRA), Marrakesh 40000, Morocco

^c SQPOV, INRA, Université d'Avignon, F-84000, Avignon, France

^d Laboratory of Bioorganic and Macromolecular Chemistry, Faculty of Sciences and
Technologies, Cadi Ayyad University, 40000, Marrakech, Morocco

^e GAFL, INRA, F-84140, Montfavet, France

Abstract

For a good fruit quality, the apricots require a balance of sugar and acid contents as well as a distinct good sensory attribute. Sensory characteristics, soluble sugars and organic acids of ten apricot clones were characterized at 2 ripening stages (M2: commercial and M3: consumption). The sucrose was the main sugar in fresh apricots (18.4 - 70.9 g kg⁻¹ FW), followed by glucose (2.7 - 31.2 g kg⁻¹ FW) and fructose 16.1 - 3.7 g kg⁻¹ FW). Citric acid (5.6 - 22.5 g kg⁻¹ FW) was the main organic acid in apricots followed by malic acid (1.7 - 11.5 g kg⁻¹ FW). These biochemical analyses are expressing significant qualitative and quantitative differences among studied clones in both ripening stages. The Principal Component Analysis revealed that the maturity stage has an important impact in determining the perception of sensory quality using biochemical parameters. Important correlations were found among studied variables, divided on two sensory characteristic groups: "sour group" and "sweet group". At M2 stage, apricots were more firm, acidic, characterized by herbaceous odor and high citric acid level. While, at M3 stage, fruits were sweeter, characterized by floral, fruity and apricot flavors and rich in reducing sugars (glucose and fructose) and high soluble solids content. Among recommended cultivars for the consumption, red clones (Cg 2 and Mans 15) and orange (Marouch 16, Ab 5, Rtil 4, Marouch 4) showed in this study a very interesting sensory attributes and sugar-acid balance expressing a good overall quality of apricot fruits.

Keywords: *Prunus armeniaca*; maturity; quality; flavor; perception,

1. Introduction

Apricot was considered in the Mediterranean's as one of the most delicious temperate fruits, characterized by strong fruity aromas and a good taste based on high soluble sugars and reasonable organic acids that are considered as major determinants of the quality of the fruits (Bassi et al., 1996). Research programs were thus focused on improving the flavor of apricots regarding important roles played by the organic acids and soluble sugars in fruit (Bassi and Selli, 1990; Bassi et al., 1996). A better taste for apricot has been associated with an increase in the soluble sugar content (Gurrieri et al., 2001), with sucrose as the main soluble sugar in the fruit (Bassi and Selli, 1990).

Consumers' interest focuses on the flavor and aroma of apricots. The soluble sugars and organic acids were the most appreciable quality attributes of apricot (Ruiz and Egea, 2008a), and they are directly related to taste of fruit. Sweetness is mostly attributable to mono and disaccharides while sourness is linked with organic acids and pH. Sweetness and juiciness are also relevant quality characteristics of apricots (Solis-Solis et al., 2007). The apricot is also very appreciated for its pleasant and delicious aroma (Azodanlou et al., 2003), which contributes to its organoleptic quality. These characteristics are strongly related to the cultivar and ripening stage (Botondi et al., 2003).

In the case of fleshy fruit such as apricot fruit, alongside agronomic aspects (regularity of yields, vigor of trees, resistance / tolerance to diseases, size and color of fruit), internal fruit quality and appreciation of consumers are criteria taken into account earlier in the selection process. Therefore, the establishment of sensory profiles by a panelists is a powerful tool for characterization of the different genotypes of apricot (Lespinasse et al., 2006), allows good, relevant and simple information relative to the instrumental methods of measuring firmness, sugar content and acidity (Lurol et al., 2007), and allows also to evaluate other characteristics such as texture, juiciness, flavor and other tasting attributes. Moreover, sensory ratings of fruit by panelists and biochemical measurements of fruit properties are useful methods in the evaluation of fruit quality (Bassi and Selli, 1990; Aubert et al., 2003). Deciding the appropriate harvest date for fruits, which is very difficult to define, is also a feature of those methods (Sturm et al., 2003).

The evaluation of the quality of apricot requires knowledge of the key characteristics of the fruit, namely soluble sugars and organic acids. Previous studies (Bailey and Hough, 1975; Valdés et al., 2009; Mratinic et al., 2011) have reported that sugars and organic acids contents play an important role in fruit taste through sugar/acid ratio. Moreover, apricot quality consists of a balance of sugar and acidity as well as a strong apricot aroma (Hormaza et al.,

2007; Ishag et al., 2009). So, the knowledge of the qualitative and quantitative compositions of acids and sugars in apricot fruits may prove to be a powerful tool in evaluating fruit maturity and quality (Dolenc-Sturm et al., 1999).

Despite a large number of studies on the characterization of apricot quality, in particular on sugar and organic acid contents (Gurrieri et al., 2001; Drogoudi et al., 2008; Bae et al., 2014; Ayouf et al., 2017), no effort has been made to see if an association exists between sensory analysis and sugar-acid balance, especially when it is related to distinct stages of maturity under genotype impact. This association may represent a good quality parameter of apricot fruits. Therefore, the objectives of this work, which is the first study based on the quality attributes and sensory profile of Moroccan apricot, were : 1) to describe the sensory attributes of apricots and to analysis quality traits namely soluble sugars and organic acids; 2) to studied the correlations between sensory and biochemical traits, if the apricot clones can be grouped according to similar quality attributes for a typology subject; and 3) to evaluate the genotype and ripening impacts in order to improve consumer satisfaction with an apricot fruit at suitable stage of maturity of a corresponding clone.

2. Materials and methods

2.1. Plant material

The studied plant material included 10 apricot clones named Boum A2, Agdez LG1, Marouch 4, Ab 5, Marouch 16, Rtil 4, Clone C, Mans 15, Agdez C2 and Cg 2. These clones were chosen from apricot collection in an experimental field of the Regional Center for Agricultural Research in Marrakesh (INRA, Morocco, 30°21'8.4" N, 9°30'29"W).

All the clones were harvested in 2015 between May 20th and June 16th at two different maturity stages (M2: commercially ripe and M3: consumption ripe). For each clone, the ripening stage was based on assessing manually fruit firmness and surface color. The fruit was considered commercially ripe when it reached full size and an intense color (light, orange or red depending to genotype), but the apricot is still firm enough to withstand handling, transport and storage. At the consumption stage, the fruit is soft and can easily be detached from the tree. It is the fruit dedicated to the local market and for almost immediate consumption (ready to be eaten).

After harvest, apricots were rapidly transferred to laboratory where sensory analysis was performed after batch preparation, on 5 fruits per stage of maturity per clone. For biochemical analysis, two replicates of 10 fruit for each maturity stage per clone were selected and frozen whole at -40 °C to facilitate transport to France for biochemical analysis.

2.2. Sensory analyses

Quantitative descriptive sensory analysis as described in the standard ISO 11035 (2009) was carried out. The panel training procedure, including the sensorial descriptors and the scales of measures was carried out according to Urdapilleta et al. (2001). The sensory descriptors consist of a list of 4 attributes and 17 descriptors (Table 1) referring to the appearance, smell, flavor and texture of the fruits, which were assessed on a linear scale of intensity ranging from 0 to 10 (0 = extremely low intensity, 5 = medium intensity and 10 = extremely high intensity). The sensory evaluations were performed according to published apricot descriptors (Dolenc-Sturm et al., 1999; Christen et al., 2011; Melgarejo et al., 2014). They were carried out the days of harvest, as the fruit was sorted, cleaned and prepared. During each session, two clones were evaluated by all the tasters according to the 17 descriptors and the predefined methods. The evaluation was carried out on 5 fruits per stage of maturity and the order of presentation of the samples was the same for the entire panel. All the sessions were carried out in the sensory analysis room of Laboratory of Food Technology and Quality in the INRA-Marrakesh, established in accordance with the general guidelines for premises for sensory evaluation, ISO 8589: 2007.

Table 1. Sensory attributes of apricot clones evaluated by panelists.

Attributes	Descriptors	Attributes	Descriptors
Color	Lightness Blush color Flesh color	Odor / Flavor	Herbaceous odor Apricot flavor Fruity flavor Floral flavor
Texture	Hardness Skin hardness Crunchy Flesh cohesion Juiciness	Taste	Sweetness Sourness Bitterness Astringency Acidity persistence

2.3. Dosage of soluble sugars and organic acids

The apricots of each replicate by stage of maturity were crushed and frozen. For each replicate, 10 ml of distilled water are added to 2.5 g of ground frozen apricot. The preparation is homogenized and centrifuged for 10 min, at 4 °C at 9000 g (Hettich 320 R, Bäch, Switzerland). The supernatant is recovered after filtration on stamen. The supernatant must be diluted in order to correspond to the concentration range of the enzymatic kits.

Sugars (glucose, fructose, sucrose) and organic acids (malic and citric acids) were

quantified using an enzymatic method with kits for food analysis (R-Biopharm AG, Darmstad, Germany) and expressed in g kg^{-1} of fresh weight for sugars and g kg^{-1} of fresh weight for acids. These measurements were performed with a SAFAS FLX-Xenius XM spectrofluorimeter (SAFAS, Monaco) equipped with a SAFAS automatic injection device.

2.4. Statistical analysis

The data of sensory attributes, soluble sugars and organic acids were analyzed for differences between the clones using the two-way analysis of variance (ANOVA). The analytical reproducibility of the results was determined as pooled standard deviations (Pooled SD). This last was calculated for each series of replicates per variable using the sum of individual variances weighted by the individual degrees of freedom (Box, Hunter, & Hunter, 1978). The method used to discriminate among means (multiple range tests) was Fisher's least significant difference (LSD) procedure at 95.0% confidence level. Principal component analysis (PCA) was performed on datasets obtained from apricots using IBM SPSS Statistics 19 (SPSS Inc., Armonk, NY, USA).

3. Results and discussion

3.1. Sensory evaluation

The results of the sensory tests for each maturity stage were summarized on a radars map (Fig. 1). An important variability was found between sensory attributes related to analyzed clones and maturity stages. Among apricot clones, significant differences were observed between studied variables except for hardness, crunchy, bitterness, astringency and sourness for M2 stage; and flesh cohesion, herbaceous odor, bitterness, astringency and acidity persistence for M3 stage. This result was in agreement with the previous study (Christen et al., 2011), who reported that bitterness, and acidity persistence not allowed to differentiate significantly between apricot varieties during the sensory measurements.

The evaluation of panel experts proved that apricot clones had good characteristics for fresh consumption because of the high intensities of key attributes, especially fruity flavor (9.33) and sweetness (8.67) in M2 for Cg 2. Regarding the both maturity stages (M1 and M2), different patterns were found, and different attributes levels were obtained for the studied apricot clones. Indeed, the ripening had a marked impact on the sensory characteristics of apricots. Lightness, skin hardness, hardness, bitterness, astringency, herbaceous odor, crunchy, sourness and persistence were higher in M1 for all apricot clones, while blush color,

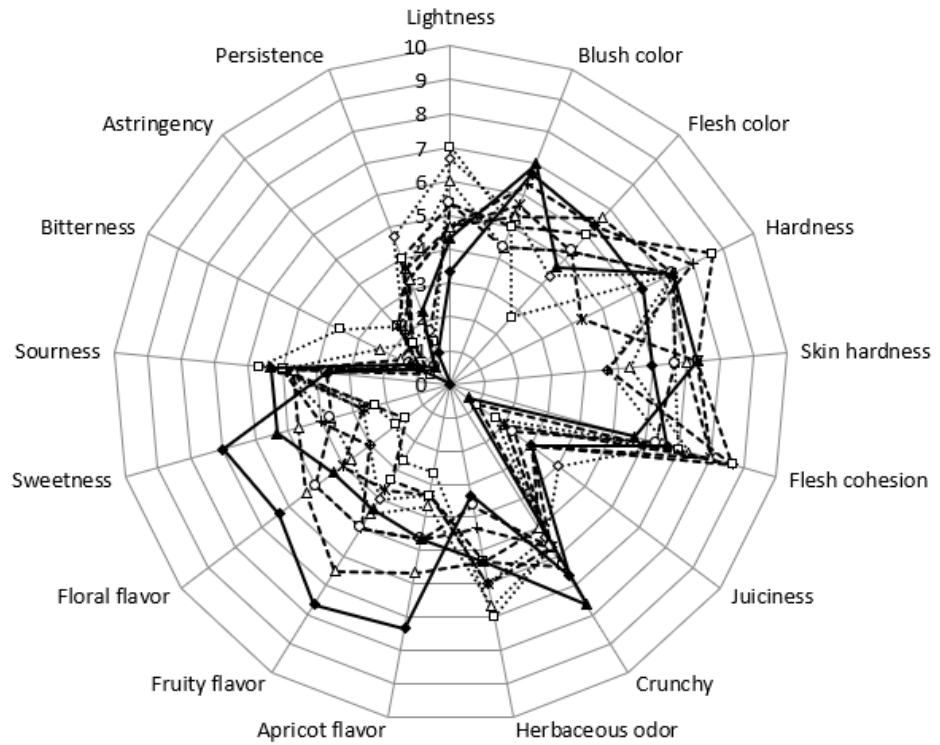
flesh color, juiciness, sweetness, apricot flavor, fruity flavor, floral flavor were higher in M2 (Fig. 2).

Comparing the results of both maturity stages, it was noted that M3 stage was the optimum and most appropriate stage for consumption of apricots compared to the commercial stage. It has been characterized with high attributes of flavors and taste. It was then the best stage to show the qualitative potential of the studied apricot clones. Indeed, at the M3 stage, regarding flavor notes, all clones studied showed a good apricot flavor (> 5), the same profile was found for fruity flavor and a little different for floral flavor (< 5) for Boum A2, Agdez LG1 and Marouch 4. Regarding sweetness apricots, we noticed an evolution of sweetness notes with skin color (except for Boum A2), knowing that red clones, especially Cg 2 was the sweetest, followed by orange clones and clear ones. However, the opposite was observed for sourness notes, knowing that the clear apricots were sourer while the Cg 2 had low value especially for M2 stage. In addition, for all clones the M2 stage was characterized by high levels of sourness comparing with M3.

Among the studied apricots, Cg 2 was the most valued clone, followed by Marouch 16 and Agdez C2 (Fig. 2), they were highly aromatic, very tasteful and a balanced level of acidity and sweetness. However, in summary, experimental sensory data proved that all apricot clones under study are characterized by interesting quality attributes and they are appropriate for fresh consumption. This heterogeneity of the various sensory attributes may have its explanations on the biochemical properties of the apricot fruit.

M2

-□..... Boum A2
-◇..... Clone C
-△..... Agdez C2
- *--- Agdez LG1
- +--- Marouch 4
- △--- Marouch 16
- RTil 4
- Ab 5
- ▲— Mans15
- ◆— Cg 2



M3

-□..... Boum A2
-◇..... Clone C
-△..... Agdez C2
- *--- Agdez LG1
- +--- Marouch 4
- △--- Marouch 16
- RTil 4
- Ab 5
- ▲— Mans15
- ◆— Cg 2

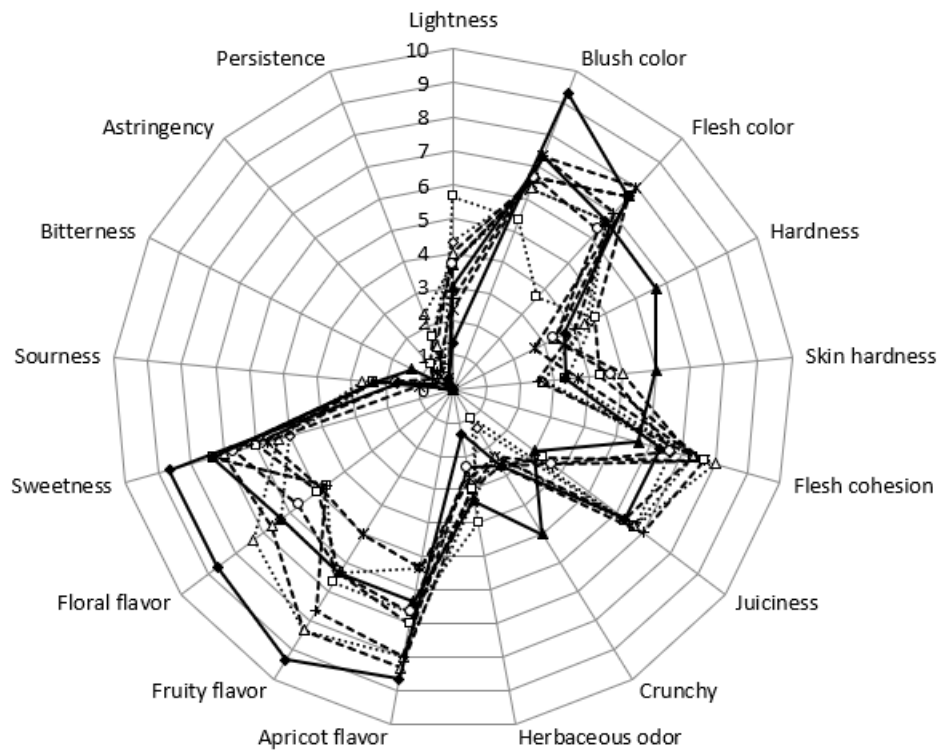


Fig. 1. Radar maps of sensory profiles of apricot clones as evaluated by the sensory panelists for commercial (M2) and consumption (M3) maturity stages.

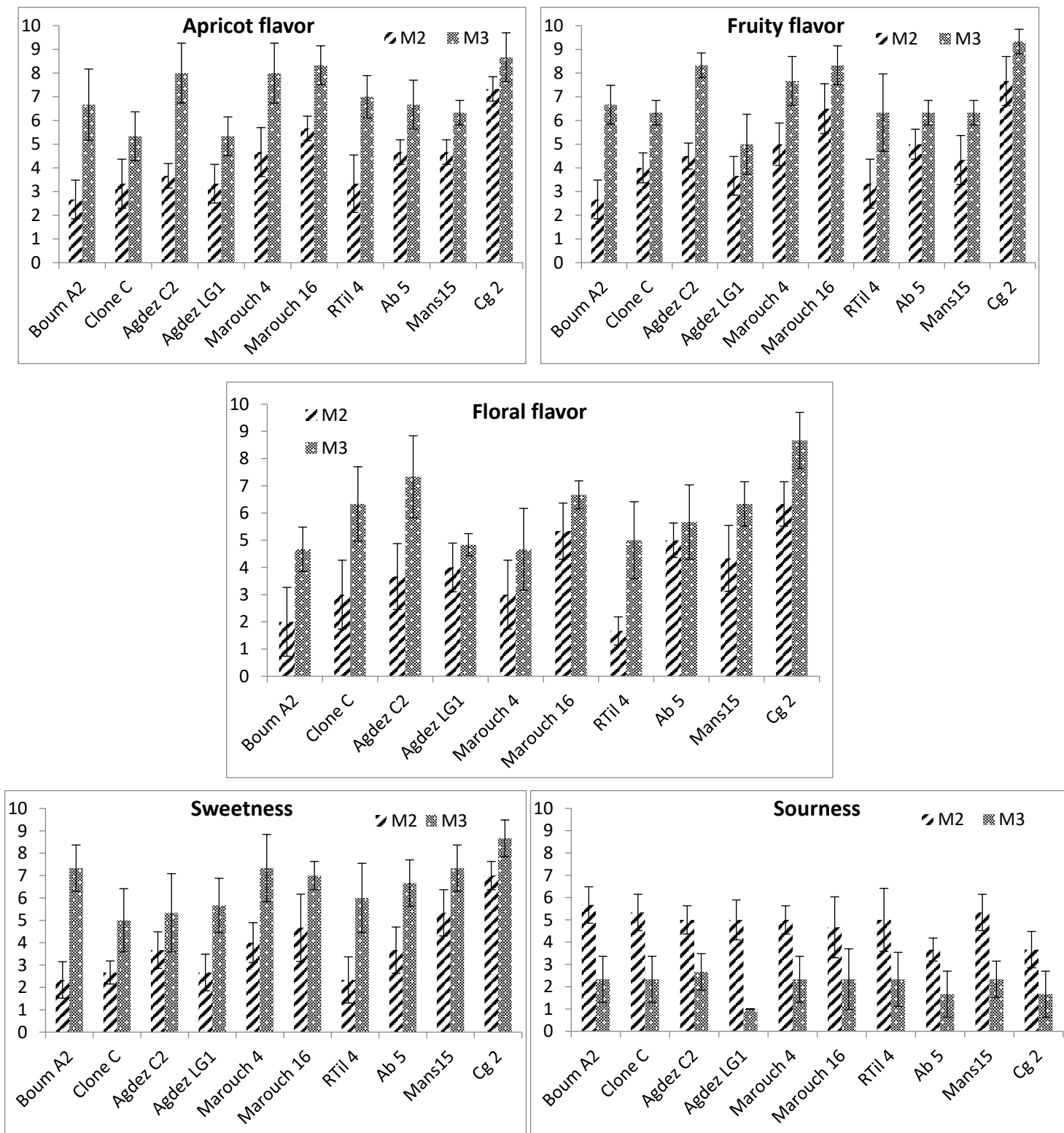


Fig. 2. Evolution of flavors, sweetness and sourness attributes during commercial (M2) and consumption (M3) stages for apricot clones

3.2. *Biochemical attributes evolution*

The multivariate analysis (Table 2) revealed that for the three both stages of maturity, soluble solids content, soluble sugars and organic acids of the ten apricot clones are significantly different ($P \leq 0.05$).

During the both maturity stages, the values of soluble solids content (SS) ranged from 11.9 to 18.7°Brix. This result was in agreement with our previous ranges (Ayour et al., 2017) varied between 12.43 to 16.66°Brix. Indeed, all analyzed apricot clones were rich in SS with values exceeding the minimum (10%) established by the European Union market apricots (R-EC No. 112/2001). In line with this, some authors reported that apricot genotypes presenting a SS content exceeding 12°Brix were characterized by an excellent gustative quality (Daza et al., 2008; Melgarejo et al., 2014). Also, Ruiz and Egea (2008a, 2008b) stated that SS content was a very important quality attribute, influencing notably the fruit taste. Moreover, Daza et al. (2008) reported that the apricot genotype had an important effect on SS content. Together, these results show that fruit of all the studied apricot genotypes have a good taste.

The sugars and organic acids contents of studied apricot clones are given in Table 2. The three known soluble sugars of the apricot fruit have been quantified. The amounts of sucrose, glucose and fructose depended to clone and to ripening stage. Sucrose was reported as predominant soluble sugar followed by glucose and fructose in apricot (Dolenc-Sturm et al., 1999; Mratinic et al., 2011). Le Bourvellec et al. (2018) reported recently that sucrose was the main sugar in fresh apricots accounting for 37 to 77 % of total sugars, followed by glucose (13–33 %) and fructose (9–39 %). Fairly similar proportions were observed with our clones for sucrose (29-89 %), glucose (4-49 %) and fructose (6-22 %) depending on clones and maturity stages, the highest in sucrose being the lowest in glucose and fructose. The sugar concentrations were in accordance with other studies (Aubert and Chanforan, 2007; Bureau et al., 2009; Schmitzer et al., 2010; Caliskan et al., 2012) with reported concentration ranging from 12 to 117 g kg⁻¹ FW for sucrose, 6 to 54.6 g kg⁻¹ FW for glucose and from 1 to 44.2 g kg⁻¹ FW for fructose.

The major organic acids are malic and citric acids (Table 2), in agreement with (Gurrieri et al., 2001; Campo et al., 2006; Akin et al., 2008; Durmaz et al., 2010; Bae et al., 2014; Melgarejo et al., 2014; Ayour et al., 2017; Le Bourvellec et al., 2018). Their contents were in the concentration ranges reported previously by Gurrieri et al. (2001) (citric: 1.2-21.6; malic: 3.5 -16.7 g kg⁻¹ of FW) and Bureau et al. (2009) on a large variability (maturity stage and clones) (citric: 0.1-26.6 and malic: 0 - 20.2 g kg⁻¹ of FW). The citric acid ranges were in agreement with our previous study (Ayour et al., 2017). However, differences in

concentrations of malic acid and between some clones were observed compared to our first study (Ayour et al., 2017). This is probably due to the year impact on fruit acidity, the transport effect of samples from Morocco to France and the effect of the analytical method (HPLC and enzymatic method).

Several previous studies have indicated the importance of a relatively high organic acids content for a balanced fruit taste and attractive freshness; particularly, cultivars with high contents of citric acid are highly appreciated (Stampar et al., 1999). The taste can be described as comprised of five primary components: sweet, salty, sour, bitter, and umami (Barrett et al., 2010). Indeed, a balanced taste needed a balance between these five components. Organic acids content allows this balance as a function of pH ($-\log [H^+]$), as well as several factors associated with other acids such as concentration and quantity of undissociated acid, such that the perception of citric acid was higher than malic acid. This shows that organic acid content is important to keep the taste balance and any lack of acid influences the organoleptic quality of fruit (Neta et al., 2007). Dolenc-Šturm et al. (1999) have shown that in organoleptic and sensory evaluations of fruits, sugars and organic acids as well as their ratios could be decisive in the quality of apricots taste.

In our study, citric acid was predominant for 8 studied apricots over 10 at commercial stage (M2). For ripest fruits, citric acid remains highly predominant for 4 clones (Boum A2, Clone C, Agdez LG1 and Ab 5), malic acid being the major acid for red clones (Mans 15 and Cg 2) and Marouch 4. Containing three ionizable hydrogens per molecule, this triprotic acid is known for a bright, tart flavor that dissipates quickly with ripening. This acid pairs well with fruit flavors, especially citrus (Penniston et al., 2009). However, the malic acid is known for its smooth tartness and lingering sourness, works well with high-intensity sweeteners, as its lingering sourness balances prolonged sweet tastes. Also, it is known for the ability to enhance fruit flavors.

For most studied clones, we observed that the concentration of organic acids tends to decrease and the sugar content increases with maturity. However, these trends were weak compared to our study (Ayour et al., 2017) and with other previous studies (Golias et al., 2011; Melgarejo et al., 2014). Indeed, we observed a weak ripening effect on biochemical composition of apricots by comparing with the clone effect which was predominant especially on the organic acids ($P \leq 0.001$).

Table 2. Concentrations of soluble sugars and organic acids contents in ten apricot clones at commercial (M2) and consumption (M3) maturity stages.

Maturity	Clone	Soluble solids (°Brix)	Glucose	Fructose g.kg ⁻¹ FW	Sucrose	Malic acid g.kg ⁻¹ FW	Citric acid
M2	Boum A2	14.1 c	11.7 c	10.7 ab	57.4 b	4.7 e	19.2 c
	Clone C	12.4 e	4.7 e	5.0 c	47.5 c	2.8 f	21.7 a
	Agdez C2	16.3 b	2.7 e	4.8 c	54.3 bc	4.8 d	7.1 g
	Agdez LG1	13.2 d	23.6 b	16.1 a	57.7 b	5.6 c	19.4 b
	Marouch 4	14.1 c	5.9 de	4.6 c	72.6 a	7.3 a	5.6 i
	Marouch 16	13.8 d	4.3 e	4.8 c	70.9 a	7.4 a	8.9 f
	RTil 4	16.0 b	8.7 d	5.7 c	54.7 bc	5.7 c	10.8 e
	Ab 5	11.9 e	26.9 b	14.4 b	32.4 e	1.8 g	21.1 a
	Mans15	12.1 e	9.0 d	7.9 b	37.8 d	6.1 b	16.5 d
	Cg 2	18.7 a	30.7 a	13.5 ab	18.4 f	7.4 a	5.8 h
M3	Boum A2	15.1 c	8.5 d	7.4 c	47.6 cd	4.5 g	15.6 d
	Clone C	14.1 d	6.0 ef	5.6 c	60.4 ab	3.2 h	20.9 b
	Agdez C2	13.9 d	25.7 bc	13.0 b	34.5 e	7.3 d	7.6 g
	Agdez LG1	13.4 e	26.4 bc	14.4 a	52.0 b	6.0 e	19.1 c
	Marouch 4	16.1 b	7.0 ef	3.7 d	49.7 c	7.1 de	5.6 j
	Marouch 16	15.9 b	5.6 f	5.3 c	38.8 d	7.7 c	9.0 e
	RTil 4	17.8 a	8.6 d	4.6 cd	64.8 a	5.4 f	8.3 f
	Ab 5	12.9 e	29.1 b	13.9 b	23.5 h	1.7 i	22.5 a
	Mans15	13.3 e	19.2 c	11.2 bc	24.8 g	11.5 a	5.8 i
	Cg 2	17.3 a	31.2 a	11.7 bc	30.6 f	8.7 b	6.4 h
ANOVA	Pooled SD	2	7	6	11	5	7
	Clone	3*	5**	9**	13**	3***	10***
	Maturity	2**	10*	5*	8	3	5*
	Clone*Maturity	3*	7*	5*	11*	2*	6**

Data followed by different letters are significantly different from each other ($P < 0.05$) according to LSD test. values are means of 2 replicates.

Pooled SD: pooled standard deviation, Fisher's Value F value, $P \leq 0.05$: *, $P \leq 0.01$: **, $P \leq 0.001$: ***

3.3. Sensory perception by biochemical traits

The comparison between sensory attributes, organic acids and soluble sugars showed significant correlations. Two groups of sensory characteristics were identified: a first group of positively correlated attributes consisting by lightness, firmness, sourness, bitterness, astringency, herbaceous odor, crunchy and acidity persistence; and a second group of correlated attributes constituted by blush color, sweetness, apricot flavor, fruity flavor, floral flavor and juiciness. However, the both groups being negatively correlated.

In addition, good correlations appeared between some sensory attributes and the biochemical measurements, especially between color attributes, soluble solids (SS) and reducing sugars (glucose and fructose). The first group of attributes (named sour group) is negatively correlated with SS, glucose and fructose, positively correlated with citric acid and vice versa for some attributes of group 2 (named sweet group) which were positively correlated with

soluble sugars (glucose and fructose) and negatively with organic acids, especially citric acid.

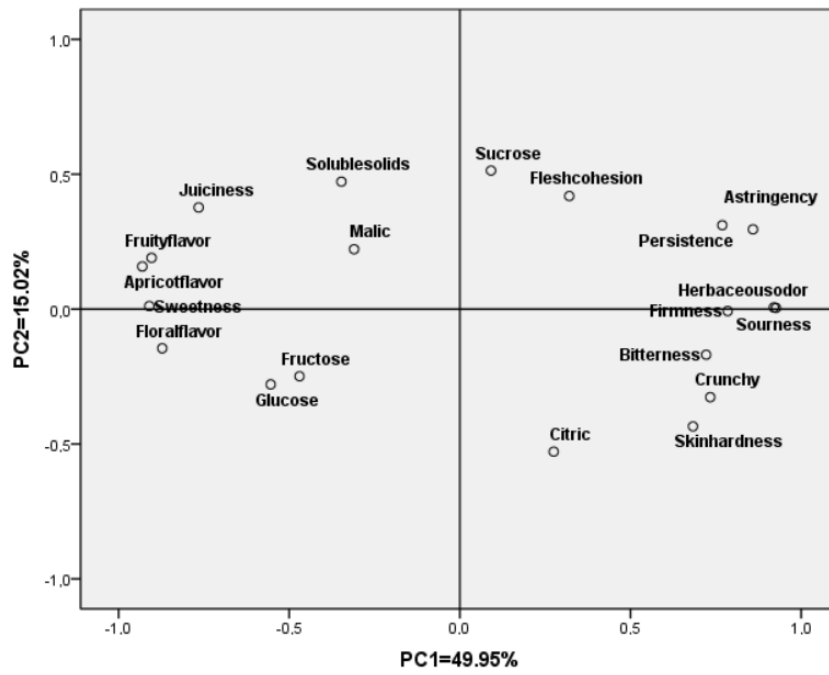
These results are consistent with Jay et al. (2001) who showed that perceptions of sugar and acidity interfered heavily in apricots. In fact, more an apricot is firmer, more it will be considered acid and slightly sweet, that depends to ripening and genotype impacts. It has also been shown that the perception of sweet taste depends not only on the soluble solids content but also on acidity and firmness (Jay et al., 2001). Too much firmness is therefore inappropriate, because consumers are primarily looking for sweetness, flavor and fondant (Scandella et al., 1998). This balanced equation between the sugar and acid contents is very important on the quality of apricot fruits, as it was already reported in previous studies (Robini et al., 2006; Stanley et al., 2015, Ayour et al., 2017). It made it possible to highlight all the sensory attributes and to discriminate apricots organoleptic quality.

In relation with the evolution of radars maps between the two maturity stages, it was observed a very strong effect of ripening stage noticed with the strongest correlations: positive between the three colors attributes, the sweetness, the juiciness and negative with the criteria of texture (strongly correlated with each other). These correlations explain the processes of the loss of firmness and therefore the softening of the fruit, the degradation of chlorophylls and the accumulation of carotenes, the increase of sugars during maturation. Moreover, the three tested flavors (apricot, fruity, floral) were positively correlated and negatively with the herbaceous flavor, which was explain with the evolution of the aromas during the maturity.

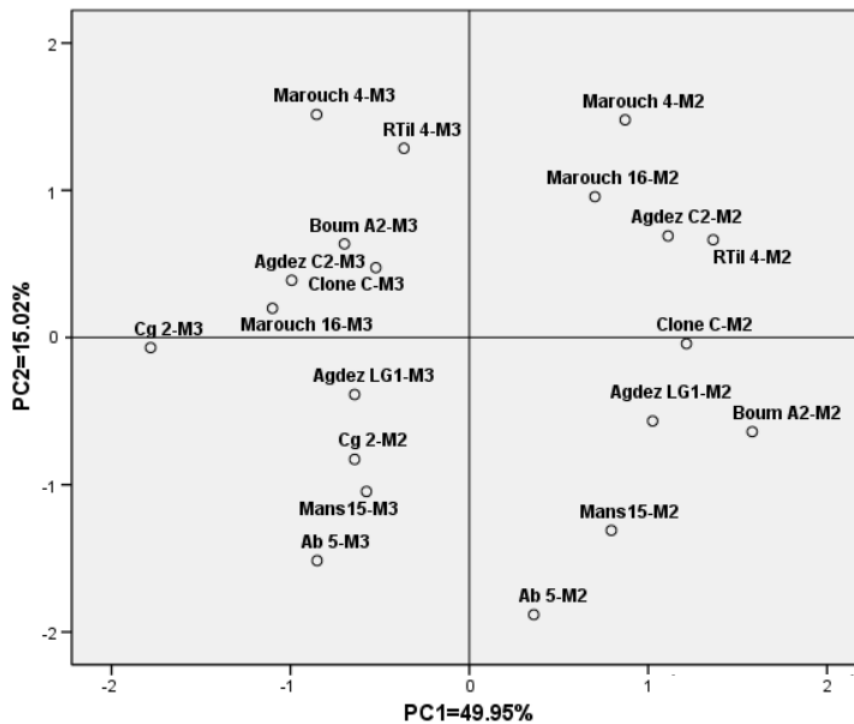
Principal component analysis was performed by removing the 3 parameters of color, not related to taste, by projecting sensory and biochemical data. 64.97% of the total variability was explained by the first two principal components (PC1 and PC2) (Fig. 3). PC1 explains 49.95% of total variance, it opposed the sensory attributes that described the fruit the “sour group”, namely firmness, sourness, crunchy, bitterness, astringency, herbaceous odor and citric, from those that associated to “sweet group”, namely sweetness apricot, fruity and floral flavors, juiciness, glucose and fructose. However, PC2 explains 15.02 % of total variability.

The PCA showed that maturity stage was the main factor of the correlations among sensory and biochemical attributes. The sample map (Figure 3b) explains this ripening impact along PC1 axis. Indeed, at M2 stage, apricots were more firm, acidic, characterized by herbaceous odor and a high citric acid level. However, at stage M3, fruits were sweeter, characterized by floral fruit and apricot flavors and rich in reducing sugars (glucose and fructose). Nevertheless, an impact of the genotype seems less important compared to the effect of ripening. It was observed especially for Cg 2 which is considered the most flavorful and aromatic clone.

Gokbulut and Karabulut (2012) reported also that apricot sensory profile depends to on a series of physical and biochemical changes during maturation. The differentiations in aromas compositions and sensory profiles of apricot genotypes fruits were also reported in data from previous studies (Takeoka et al., 1990; Guillot et al., 2006; Gokbulut and Karabulut, 2012). Regarding apricot clones, the red apricots especially for Cg 2 and orange ones (especially Ab 5 and Marouch 16) were characterized by good organoleptic quality, with Cg 2 as the most floral one. Ab 5, Marouch 4, Agdez C2 and Rtil 4 were characterized with good sensory attributes for M3 stage and were rich in apricot flavors. Moreover, Cg 2 was characterized by a good acid-sugar balance regarding its composition in soluble sugars and organic acids in both maturity stages. It represents the genotype least affected by maturation. This shows a sensory quality of this clone that could be a subject of fruit valuation for a longer maturation period.



(a)



(b)

Fig. 3. PCA of sensory attributes and biochemical parameters
 (a) Representation of sensory parameters, soluble sugars and organic acids;
 (b) Segregation of the apricot clones with maturity stages (M2: Commercial; M3: Consumption) according to analyzed parameters.

4. Conclusion

For a tasty fruit like apricot, quality is defined by perception, its components can be broken down and dissected using sensory physical and biochemical indicators. The studied Moroccan clones have very promising and interesting sugars, acids and sensory profiles, leading to reasonably good overall fruit quality. This study highlighted that soluble sugars and organic acids is an important biochemical parameter for the sensory perception of apricot fruit. The Principal Component Analysis revealed that the maturity stage has an important impact in determining the perception of sensory quality by biochemical parameters. Among recommended cultivars for the consumption and cultivation of apricots, red ones especially Cg 2 was considered the most flavorful and aromatic clone. Followed by Marouch 4, Agdez C2, Mans 15, Ab 5 and Rtil 4 which were characterized with good sensory attributes for M3 stage. However, basing in literature data, all studied clones were confirmed in this study by very interesting sensory attributes and sugar acid balances expressing a good overall quality of the fruits. The excellent quality properties of these clones, as well as the characters associated with the ripening season, certainly represent a valuable genetic source for extending the season of good quality apricots.

Determination of apricot quality with a sensory technique completed with biochemical analysis is an effective tool for discriminating genotypes according to stage of maturation. In addition, sensory criteria must be included in breeding programs to increase the production period of apricot.

Changes of cell wall composition in relation to the heterogeneity of the flesh texture and pectinolytic enzyme activities of ten apricot clones

Jamal Ayour ^{a,b,c*}, Carine Le Bourvellec ^{b,c}, Barbara Gouble ^b, Mohamed Najib Alfeddy ^d, Jean-Marc Audergon ^e, Mohamed Benichou ^a, Catherine M.G.C. Renard ^{b,c}

^a Faculté des sciences, Université Cadi Ayyad, Laboratoire Sciences des Aliments, M-40090 Marrakech, Maroc

^b UMR408 Sécurité et Qualité des Produits d'Origine Végétale, INRA, F-84000 Avignon, France

^c Université d'Avignon et des Pays du Vaucluse, UMR408 Sécurité et Qualité des Produits d'Origine Végétale, F-84000 Avignon, France

^d Laboratoire de Phyto-Bactériologie, Unité de Recherche Protection des plantes au Centre Régional de la Recherche Agronomique, INRA, BP 533, Marrakech 40000, Maroc

^e INRA, UR1052 Génétique et Amélioration des Fruits et Légumes, F-84143 Montfavet, France

Abstract

The variability of texture and cell wall chemical characteristics of apricot were assessed in ten apricot clones: Boum A2, Agdez LG1, Marouch 4, Ab5, Marouch 16, RTil 4, Clone C, Mans15, Agdez C2 and Cg 2. The fruit firmness heterogeneity, the cell wall composition and enzymes activities of three tissue zones (peduncle, equatorial, and pistil) were analysed.

For most clones, the firmness was higher in the peduncle, followed by the equatorial and at last the pistil zone (total average = $16.08 \cdot 10^3$ Pa). Cell walls were isolated from different tissue zones of each apricot clone using the alcohol-insoluble solids (AIS) method. Cell wall materials yields ranged from 15 to 27 mg g⁻¹ FW (fresh weight) in peduncle zone, from 17 to 28 mg g⁻¹ FW in equatorial zone and from 15 to 28 mg g⁻¹ FW in pistil zone. The AIS were characterised by high amounts of uronic acid (179 – 300 mg g⁻¹ AIS) and relatively high amounts of cellulosic glucose (118-214 mg g⁻¹ AIS). They were followed by arabinose (35–88 mg g⁻¹). The degree of methylesterification varied significantly among the different clones ranging from 58 to 97 in Ab5 and Mans 15 respectively for equatorial zone. Pectinmethylesterase and β -Galactosidase activities increased during ripening while fruit flesh firmness decreased. Conversely to zone firmness classification, the enzymatic activity was higher in pistil zone followed by equatorial and peduncle zones for most studied apricots. Agdez LG1, Boum A2 and Agdez C2 were determined with high levels of enzymatic activities while Cg 2 was the lowest.

Keywords: *Prunus armeniaca* L.; sugar; pectinmethylesterase, β -Galactosidase; ripening

1. Introduction

Beside aroma and sweetness, texture is one of the important quality attributes for apricot fruit; it influences consumer acceptability, postharvest manipulation, shelf-life, microbial susceptibility and suitability for processing into different products (Gatti et al., 2009). Although only little information is available specifically on apricot, texture is often related to cell wall structure and composition. Cell walls are important features of plant cells and are implicated in evolution of fruit firmness and texture during ripening. The softening of apricot fruit during ripening has been associated with alterations in the cell wall materials (DeMartino et al., 2002). Moreover, the soft fruits are easily damaged, including latent damage, but little is known of the mechanism of softening in these fruits.

Many studies on fruit texture focused on cell walls since remarkable changes occur in their polysaccharide's composition, structure and organization consecutive to the induction of enzymes and proteins expression on ripening (Brummell, 2006; Goulao and Oliveira, 2008; Renard et al., 2009; Ella Missang et al., 2012; Lahaye et al., 2014; Brahem et al., 2017; Liu et al., 2017). Apricot fruit was characterized by high heterogeneity in its tissue structure (Archibald and Melton, 1987). Ella Missang et al. (2012) reported that in fresh apricot fruit, firmness decreased gradually from the external to the internal tissues. From the peduncle to the pistil, firmness was higher in the peduncle zone, followed by the pistil zone and at last the equatorial zone.

The heterogeneity of apricot texture depends on genetic (Ruiz and Egea, 2008a) and tissue type within the fruit (Ella Missang et al., 2011). The latter variations were due to different tissue histology and cell wall polysaccharide characteristics in the different fruit regions. Lahaye et al. (2014) was able to exploit the sugar composition heterogeneity in the inner and outer parenchyma tissue to discriminate fruit of nine apricot varieties. Phenotyping and chemotyping of structural characteristics known to contribute to fleshy fruit texture showed several discriminating variables, among which methyl and acetyl groups esterifying cell wall polysaccharides were particularly the better discriminants.

Cell walls can be modified by pectinolytic enzymes. In research on texture engineering of fruits and vegetables through pectin modification by endogenous enzymes, most attention has been paid to pectinmethylesterase (PME) and polygalacturonase (PG). PME is one of the key enzymes involved in plant carbohydrate metabolism (Hubbard and Pharr, 1992). It catalyzes the demethoxylation of the pectin homogalacturonan domain, favoring, if present, the action of PG, which subsequently depolymerizes pectin by cleaving the galacturonan

linkages (Duvetter et al. 2009). Further, pectin solubilization by β -galactosidase (β -Gal) is actively involved in fruit softening (Ranwala et al., 1992; Brummell and Harpster, 2001). Rose and Bennet (1999) have correlated the cell wall degradation with β -Gal and other glycosidases, which activities consist in hydrolyzing the glycosidic side chains of pectin. These activities increase during ripening of apricots (Cardarelli et al., 2002). Brummell et al. (2004) have reported that all these enzyme activities lead to the depolymerization and solubilisation of pectin, which are correlated with a decrease in fruit firmness. However, recently, Ribas-Agustí et al. (2017) reported that texture loss of apricots was more correlated with titrable acidity compared to other biochemical parameters include pectinolytic enzyme activities (Pectinmethylesterase, Polygalacturonase, β -Galactosidase and α -Arabinosidase).

Most texture studies in relation to cell wall texture and enzymatic activity have worked with the whole fruit, mainly concerning physiological and ripening aspects. In terms of food quality, the main attention has been paid to cell wall changes during ripening in order to optimize textural attributes and cell wall dependent quality characteristics (Waldron, Parker, & Smith, 2003). However, studies on the fine characterization of the intra-flesh texture in relation to the enzymatic activity of the cell wall, in particular as quality control, are scarce. Therefore, the aim of the present study was to characterize the flesh texture changes in relation to cell wall composition and the pectinolytic enzyme activities on three tissue zones of fruit (peduncle zone, equatorial zone, and pistil zone) of ten apricot clones in order to obtain the information about the cell wall composition and its potential variability. In addition, we investigate the role of cell wall evolution on apricot texture by relating the variation in firmness through the different tissue zones of fresh apricot fruit regarding the wall composition and the pectinolytic enzyme activity during ripening.

2. Materials and methods

2.1. Fruit and sampling

Apricot fruits from ten clones (Boum A2, Agdez LG1, Marouch 4, Ab 5, Marouch 16, Rtil 4, Clone C, Mans 15, Agdez C2 and Cg 2) were harvested in May and June 2015 from of the apricot collection in the experimental field of the Regional Center for Agricultural Research of Marrakech (INRA), Morocco (30°21_08.4_N 9°30_29.0_W).

All the clones used were harvested at two stages of maturity (M2: commercially mature and M3: mature consumption). A sample of 30 fruits per maturity stage of each clone was harvested based on fruit firmness and skin color. The sample of 30 fruits was then divided into two homogeneous batches of 10 and 20 fruits. The batch of ten fruits was used for the

analysis of the firmness by an electronic penetrometer (Petrotest PNR 10, Anton Paar, Villeneuve la Garenne, France) at three tissue zones (peduncle, equatorial and pistil) on the flesh of fruit and the second batch (20 fruits) was used for cell wall composition and enzymatic analysis by corresponding tissue zone (constituting 2 replicates of 10 plant material units per zone). The apricots of the second batch were cut into small pieces per tissue zone using a sharp knife and immediately crushed in liquid nitrogen (A11 basic analytic, Ika, Staufen, Germany) and stored at -80 ° C until extraction. Samples were tagged by repeat number, tissue area, stage of maturity and clone name. Cell wall composition and enzymatic activities were analysed in duplicate. However, analysis of cell wall composition was performed only on commercial stage fruits (M2).

2.2. Texture test of the different fruit zones

Sampling was carried out as described in Ribas-Agusti et al. (2017). A tissue slice of about 1.5 cm thick was cut longitudinally using a sharp knife. Three tissue zones were defined on the surface section correspond to peduncle, equatorial and pistil zones as presented in Figure 1. Firmness at each tissue zone was measured by penetrometry using an electronic penetrometer (Petrotest PNR 10) equipped with a cylindrical cone which penetrates in free fall into the flesh of the fruit under the action of its own weight for a specified period of time (5 s). Tissue firmness (Pa) corresponded to the maximum pressure. One measurement was made per tissue zone and per fruit; the average value and standard deviation of the 10 fruits were calculated by corresponding zone.

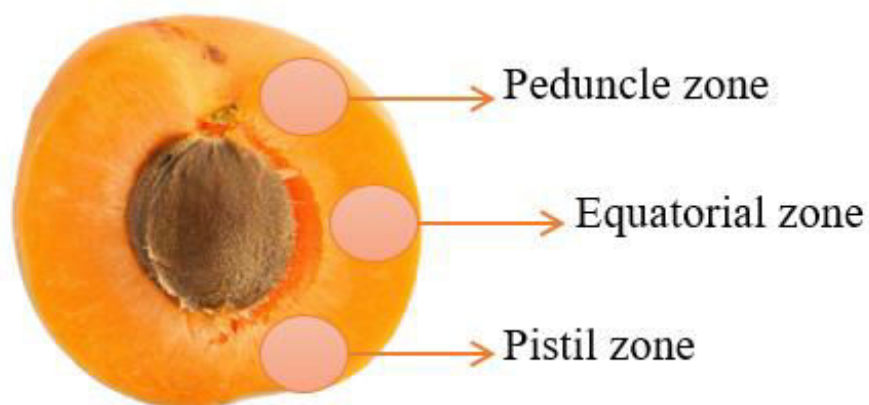


Fig. 1. Apricot slice showing the three tissue zones included in the experimentation and the penetration points of the texture test.

2.3. Cell wall composition

2.3.1. Cell wall isolation and extraction

Cell wall materials were prepared as alcohol-insoluble solids (AIS) from the different tissue zones according to Renard et al. (1990) and Renard (2005) using hot alcohol insoluble solids (AISh) method.

The frozen apricot flesh was ground in liquid nitrogen. About 500 mg of apricot homogenate were weighed and suspended in 100 mL of 70 % ethanol. The suspension was vigorously mixed and stabilized at room temperature for 1 hour and then filtered with a filtration system using the columns (75 ml empty SPE column (Interchim) equipped with a sinter of 20 μm) and a vacuum system Restek (Restek Corporation, Bellefonte, PA, USA). Subsequently, the insoluble material is resuspended in 70% alcohol. The washings were continued till absence of sugars as shown by absence of color in the phenol sulphuric test (Dubois, Gilles, Hamilton, Rebers, & Smith, 1956). Samples were then washed twice with acetone: water: acetic acid (v/v/v 60:39:1) to extract polyphenols (Guyot et al., 1998), then twice with acetone: water solution (v/v 80:20), then with pure acetone until discoloration of the substrate (AIS). The residue was dried at 40 °C overnight and weighed (AIS).

2.3.2. Analytical methods

Neutral sugars were analysed as alditol acetates after acid hydrolysis with 2 options. For cell walls including cellulose analysis samples (c.a. 10 mg of AIS) were submitted to prehydrolysis with 250 μl 72% sulphuric acid for 1 h at room temperature (Saeman et al., 1954), then diluted to sulphuric acid (1 mol L⁻¹) by addition of water and internal standard (inositol). However, no prehydrolysis was carried out for the analysis of neutral sugar without cellulose (simple hydrolysis), the samples (10 mg) were dissolved in sulfuric acid (1 mol L⁻¹) with internal standard.

All samples were placed in an oven at 100 °C for 3 h for hydrolysis. After hydrolysis, they were derivatised to volatile alditol acetates (Englyst et al., 1982). They were injected onto a GC-FID HP 5890 Series II (Agilent, Palo Alto, CA) containing a DB225-MS capillary column (30 m x 0.25 mm i.d. coated with, 0.25 μm film thickness; Agilent). The conditions were: injection temperature 250 °C in split mode (ratio 1:25); hydrogen as carrier gas at 45 cm/s (1.3 mL/min); oven temperature isothermal at 215 °C.

Uronic acids were measured spectrophotometrically by the *m*-hydroxydiphenyl assay as described by Blumenkrantz and Asboe-Hansen (1973) with galacturonic acid as external standard, expressed as anhydrouronic acids (AUA). Uronic acids were measured after acid hydrolysis by Saeman procedure (see above).

Methanol was determined in AIS as described by Renard and Ginies (2009) by stable isotope dilution assay using headspace-GC–MS after saponification. Degree of methylation (DM) was calculated as the molar ratio of methanol to uronic acid.

2.4. Pectinolytic enzyme activities

2.4.1. Determination of Pectinmethylesterase activity

Pectinmethylesterase (PME) activities were determined by titration as described in Ribas-Agustí et al. (2017) with minor modifications. Apricot powder (1 g) was extracted with 1 mL 0.2 mol L⁻¹ phosphate buffer, pH 7.0, containing 1 mol L⁻¹ NaCl. The mixture was stirred for 2 h at 4 °C and centrifuged for 30 min at 16,000×g and 4 °C to obtain the PME crude extract (clear supernatant). An aliquot of the extract (250 µL) was added to 1 mL of apple pectin (3.5 g L⁻¹) solution (70–75% esterification, Sigma-Aldrich), in 0.12 mol L⁻¹ NaCl. The mixture was kept for 30 min at pH 7.0 and 35 °C under stirring in an automatic pH titrator (Metrohm, Herisau, Switzerland); carboxylic groups liberated by de-esterification of the pectin methyl groups were measured by titration with 0.1 mol L⁻¹ NaOH. The amount of carboxylic groups liberated at pH 7.0 and 35 °C was used to define the PME activity. The PME activity was expressed as nkat g⁻¹ fruit fresh weight.

2.4.2. Determination of β-Galactosidase activity

β-Galactosidase activities were measured as described by Ribas-Agustí et al. (2017) with some modifications. The enzyme was extracted from 1 g of samples with 1 mL 0.1 mol L⁻¹ borate buffer, pH 9.0, containing 1.2 mol L⁻¹ NaCl, 10 mL L⁻¹ Triton X-100, and 10 g L⁻¹ PVPP. The mixture was stirred for 2 h at 4 °C and centrifuged for 30 min at 16,000×g and 4 °C to extract β-galactosidase (clear supernatant).

The incubations were performed in a microplate spectrophotometer (FLX-Xenius, Safas, Monaco), at 37 °C for 60 min. We used 1 mmol L⁻¹ *p*-nitrophenyl-β-D-galactopyranoside (Sigma- Aldrich) in 50 mmol L⁻¹ citrate buffer (pH 4.4) as substrate. An aliquot of the extracts (10 µL) was added to 190 µL of substrate, and the absorbance was recorded at 400 nm every 1 min to measure the liberation of nitrophenol. The rate of nitrophenol release from the glycosides, at pH 4.4 and 37 °C, was used to define the glycosidase activities. Its quantification was performed using a *p*-nitrophenol standard curve at 0.4–1.6-mmol L⁻¹ range (Sigma-Aldrich). The β-galactosidase activity was expressed as nkat g⁻¹ fruit fresh weight.

2.5. Statistical analysis

The firmness, cell wall composition and enzymatic activities data of each apricot clone were statistically evaluated by three-way analysis of variance (ANOVA) (tissue zone, clone and maturity stage). The analytical reproducibility of the results was determined as pooled standard deviations (Pooled SD). This last was calculated for each series of replicates per variable using the sum of individual variances weighted by the individual degrees of freedom (Box, Hunter, & Hunter, 1978). Principal component analysis (PCA) was performed on datasets obtained from apricots using IBM SPSS Statistics 19 (SPSS Inc., Armonk, NY, USA).

3. Results and discussion

2.1. Cell wall composition of apricot tissues

Cell wall materials, as alcohol insoluble solids (AIS), were isolated from the three tissues zones of the ten apricot clones, and analysed for their sugar composition and degree of methyl esterification of pectin (Table 1). Differences were significant between the apricot clones for the three tissue areas (peduncle, equatorial and pistil) but less significant difference was observed between the flesh zones belonging in the same clone.

All tissues areas showed high amounts of alcohol insoluble solids, however the total sugars analysed only represented a relatively low proportion of the AIS, indicating residual contamination. The AIS yields were higher than those of Ella Missang et al. (2012) who report yields of cell wall materials in apricot median tissues between 16 and 17 mg g⁻¹ FW. All other data available on apricot cell walls concern only the whole fruit, without distinguishing the different tissue zones. AIS yields found in the present work were close to those reported by Kurz et al. (2008) for some apricot varieties (24.9–25.9 mg g⁻¹ FW) and lower than cell wall yields (30.5–52.4 mg g⁻¹) obtained for Canino apricot variety (Femenia et al., 1998). The compositions of the AIS (Table 1) were characterised by high amounts of uronic acid (179 – 300 mg g⁻¹ AIS). Glucose (mostly cellulosic, 118-214 mg g⁻¹ AIS) was the main neutral sugar in the AIS from apricot flesh, followed by arabinose. This result was in line with previous studies: Ella-Missang et al. (2012) report that for all nine fresh tissues, uronic acids (268–338 mg g⁻¹ AIS) from pectin was the predominant sugar, followed by glucose (197–217 mg g⁻¹ AIS). Lahaye et al., (2014) and Femenia et al., (1998) reported that glucose and uronic acid as the main monosaccharides in apricot AIS.

Arabinose, galactose, commonly found in pectin side-chains, and mannose, which is a hemicellulose sugar (mannan), were all present in higher concentrations than reported by

previous studies (Ella Missang et al., 2012; Lahaye et al., 2014).

The presence of fucose in addition to relatively high amounts of xylose suggested the presence of hemicelluloses composed of xyloglucan polymers as found recently in apricot (Liu et al., 2017) and in other *Prunus* species, such as plum (Nunes et al., 2008; Renard and Ginies, 2009) or peach (Brummell et al., 2004; Yoshioka et al., 2011). This monosaccharide was in the ranges reported by other authors (Femenia et al., 1998; Ella-Missang et al., 2012; Lahaye et al., 2014) but lower than in Kurz et al (2008).

Pectin methyl esterification varied significantly among the different clones ranging from DM = 58 to 97 in Ab 5 and Mans 15 respectively for equatorial zone. These DM were comparable to those reported by Lahaye et al. (2014) (46 to 81). Femenia et al. (1998) reported a decrease in methyl esterification of pectins during apricot ripening (from 87 to 60) which is in keeping with the generally observed increase in pectin methylesterases gene expression and enzyme activity observed in a large number of ripening fleshy fruits (Brummell, 2006; Goulao and Oliveira, 2008).

Overall, sugar composition was able to distinguish the different apricot clones and slightly between flesh zones. Xylose, arabinose, manose, rhamnose, and uronic acids showed significant differences between the flesh zones belonging in the same clone. The interaction zone*clone shows that the difference between the monosaccharide concentrations depend on the clone and the flesh zone. The apricot clones were found to be relatively rich in AIS relative to the literature data, except for Clone C and Agdez C2.

Table 1. Yields, monosaccharide compositions and DM of alcohol-insoluble solids (AIS) isolated from different tissue zones of fresh apricot fruits of ten apricot clones

Zone	Clone	Yield (mg g ⁻¹ FW)	Monosaccharide composition (mg g ⁻¹ AIS)											DM
			Rha	Fuc	Ara	Xyl	Man	Gal	AUA	Non-cellulosic Glc	Cellulose	Total NS + AUA	MeOH (mg/g)	
Peduncle	Boum A2	24	11	4.1	90	39	20	40	241	9	169	612	28	64
	Agdez LG1	15	12	5.4	87	41	18	51	255	14	182	664	32	70
	Marouch 4	20	12	4.2	73	32	19	38	243	16	165	602	31	70
	Ab5	26	13	3.1	94	35	16	50	229	10	160	610	32	77
	Marouch 16	17	10	4.8	72	34	19	37	274	10	175	634	32	64
	RTil 4	20	12	4.3	82	46	21	37	225	14	193	634	27	66
	Clone C	18	10	4.7	92	34	18	39	204	12	164	577	26	70
	Mans15	19	12	4.6	83	37	22	38	213	14	194	617	33	86
	Agdez C2	22	14	4.3	77	30	24	40	203	21	182	595	30	82
	Cg2	27	12	4.5	106	34	18	43	179	10	175	582	26	79
Equatorial	Boum A2	20	12	4.1	82	37	21	40	267	9	180	652	29	59
	Agdez LG1	17	11	4.2	75	37	17	47	262	12	172	637	32	66
	Marouch 4	17	11	4.0	67	35	21	38	276	10	173	635	31	63
	Ab5	28	10	4.2	95	40	16	48	295	10	154	673	31	58
	Marouch 16	16	14	4.3	68	32	21	39	253	11	189	631	32	70
	RTil 4	20	14	4.1	108	35	20	45	215	9	195	645	27	69
	Clone C	25	11	3.5	83	28	18	39	184	14	118	498	28	84
	Mans15	18	11	4.8	77	34	21	38	187	12	187	571	33	97
	Agdez C2	23	13	4.4	68	32	26	38	183	24	175	563	27	80
	Cg2	26	15	4.0	78	41	24	41	199	11	214	627	30	83
Pistil	Boum A2	23	13	4.7	82	34	21	41	251	10	178	634	29	64
	Agdez LG1	19	9	4.3	72	38	17	43	268	11	157	618	31	64
	Marouch 4	19	12	4.2	63	32	20	35	294	14	169	642	32	60
	Ab5	27	10	4.0	88	35	16	45	300	9	149	655	33	61
	Marouch 16	20	12	4.0	64	32	21	36	285	14	175	643	34	67
	RTil 4	21	15	4.2	72	37	23	37	262	12	187	649	33	68
	Clone C	20	12	4.3	92	21	6	39	220	11	169	574	32	80
	Mans15	21	13	4.9	85	37	22	41	215	14	196	627	33	85
	Agdez C2	26	12	4.5	81	33	26	45	183	20	170	574	29	86
	Cg2	28	10	4.2	107	32	17	40	197	11	165	582	27	76
ANOVA	Pooled SD	4	1.6	0.3	13	4	4	4	38	6	18	72	7	11
	Clone	15***	6***	6***	19***	20***	36***	10***	15***	6***	9***	35**	23**	16***
	Tissue Zone	6**	4*	1	6**	13***	7**	1	5*	2*	1	9*	8**	1
	Clone*Zone	5*	5*	2	6**	9**	7**	2	1	1	3*	4*	7**	1

Rha: rhamnose, Fuc: fucose, Ara: arabinose, Xyl: xylose, Man: mannose, Gal: galactose, Glc: glucose, Cellulose: difference between total glucose measured after Saeman hydrolysis and readily hydrolysable glucose (No-cellulosic Glc) measured after 1M H₂SO₄ hydrolysis. AUA: anhydrouronic acids, MeOH: methanol, DM: degree of methylation. Pooled SD: pooled standard deviation, Fisher's Value F value, P ≤ 0.05: *, P ≤ 0.01: **, P ≤ 0.001: ***.

Cell wall composition was analyzed in duplicate: 2 replicates of 10 plant material units per zone per clone.

2.2.Changes of apricot flesh firmness

Firmness varied significantly (Table 2) between apricot clones according to flesh zones and maturity stages. The fruit firmness was significantly higher in apricots harvested at the commercial stage (M2) than in those harvested at the consumption stage (M3). The same pattern of maturity evolution was found among all apricot clones, as found by Sharma et al. (2011) who reported that harvest maturity significantly influences the firmness of some Japanese prunus. Agdez C2 and Ab 5 were the firmest and the least firm clones respectively. Our results were consistent with the study by Caliskan et al. (2012) which reported values from $11 \cdot 10^3$ to $47 \cdot 10^3$ Pa in firmness measurements on whole apricots.

Firmness was monitored from the peduncle to the pistil zone (Table 2). For most clones, the firmness was higher in the peduncle, followed by the equatorial and at last the pistil zone. All differences were significant, in agreement with Ella Missang et al. (2012) who report higher firmness in the peduncle tissue followed by the equatorial and pistil zones. However, the equatorial zone is the most homogeneous flesh part among the clones, such that low differences in firmness values were observed between studied apricots compared to both other zones. The apricot is also characterized by a great texture heterogeneity of these tissues (Ella Missang et al. in 2012). In our study, the mesures were collected here in the median tissue of different zones, which appears quite homogeneous with typical parenchymal cells. These cells are organised relative to the vascular bundles, as illustrated by Archibald and Melton (1987), and have no preferential orientation relative to the fruit structure.

2.3.Changes in Pectinmethylesterase activity

Significant effects were found for clone, ripening stage, tissue zone and their interactions on PME activity (Table 2). Significant differences in enzyme activities were observed between the apricot clones in both ripening stages.

The highest enzyme activity was found in Agdez LG1 and the lowest level was determined for Cg 2. Higher PME activity was observed with ripening for all studied clones, except for Agdez LG1 and Marouch 16 and more pronounced in Ab 5, Mans 15 and Cg 2.

These results highlight the importance of cultivar and ripening stage for PME activity in apricot fruit. Similar results were found in other works with different apricot cultivars, who also reported that PME activity increased during the maturity stages (Arancibia and Motsenbocker, 2004; Lohani et al., 2004; Deng et al., 2005; Abaci et al., 2014). The apricot clones were characterized by low PME activity values, compared to Abaci et al. (2014) who found a significant difference in enzyme activity between the unripe and ripe fruits of six apricot cultivars. Even higher activities were reported in other apricot cultivars (Cardarelli et al. 2002; Botondi et al. 2003).

The effect of the intra-fruit zone was different concerning the different clones and ripening stages: For most clones, PME activity was higher in the pistil and equatorial zones. Similar result was found by Ribas-Agustí et al. (2017) who reported lowest PME activity in the peduncle, followed by the equatorial and highest activity in the pistil zone.

2.4. Changes in β -Galactosidase activity

Significant effects were found for clone, ripening stage, tissue zone and their interactions on β -galactosidase activity (Table 2). Agdez LG1 and Boum A2 had the highest levels of β -Gal activities while the lowest level was determined for Cg 2. Increased activity was observed with ripening for most studied clones, this agreed with various studies which have indicated that activity of β -galactosidase increased during ripening of many fruits (Golden et al., 1993; Lazan et al. 2004).

However, the effect of maturity stage was not significant on the β -Galactosidase activity, in fact few differences have been found between M2 and M3, compared to PME activity (Table 3). For most clones, β -Gal activity was higher in the pistil zone followed by both other zones (equatorial and peduncle), with relative order depending on clone. Ribas-Agustí et al. (2017) also reported an increasing trend of β -galactosidase activity with ripening, and from peduncle to pistil zones.

These results highlight the important implication of genotype and tissue zone in evolution of β -Gal activity in apricot fruit. Indeed, earlier reports (Ali et al 1995; Gulzar et al., 2012; Smith et al., 2000; Wu et al., 2004; Ribas-Agustí et al., 2017) indicate that the β -galactosidases may be involved in the modification of the tissues structure and cell wall polysaccharides of apricot fruits, suggesting its important role in softening.

Table 2. Changes of firmness, Pectinmethylesterase (PME) and β -Galactosidase (β -Gal) activities of apricots clones on different zones of flesh during ripening (M2: commercial stage; M3: consumption stage)

Zone	Maturity	Clone	Firmness (kPa)	PME (nkat g ⁻¹)	β -Gal (nkat g ⁻¹)
Peduncle	M2	Boum A2	183	10	12
		Agdez LG1	173	33	9
		Marouch 4	215	4	6
		Ab5	154	7	4
		Marouch 16	209	4	4
		RTil 4	158	5	4
		Clone C	263	13	3
		Mans15	265	14	6
		Agdez C2	295	22	6
	Cg 2	259	0.1	4	
	M3	Boum A2	159	10	12
		Agdez LG1	164	33	10
		Marouch 4	157	5	6
		Ab5	108	23	10
		Marouch 16	186	4	4
		RTil 4	98	5	6
		Clone C	191	13	4
		Mans15	206	22	8
		Agdez C2	179	25	8
Cg 2	202	1	5		
Equatorial	M2	Boum A2	162	27	12
		Agdez LG1	162	39	11
		Marouch 4	164	8	4
		Ab5	124	18	7
		Marouch 16	206	16	8
		RTil 4	116	18	3
		Clone C	270	14	9
		Mans15	154	23	7
		Agdez C2	217	38	6
	Cg 2	201	3	3	
	M3	Boum A2	153	27	8
		Agdez LG1	146	40	15
		Marouch 4	152	6	8
		Ab5	101	18	7
		Marouch 16	177	9	8
		RTil 4	67	23	12
		Clone C	147	14	4
		Mans15	178	25	6
		Agdez C2	165	38	10
Cg 2	192	6	5		
Pistil	M2	Boum A2	113	25	14
		Agdez LG1	110	45	13

		Marouch 4	167	10	9
		Ab5	41	20	7
		Marouch 16	195	8	7
		RTil 4	117	18	14
		Clone C	161	12	5
		Mans15	190	19	6
		Agdez C2	186	40	17
		Cg 2	192	3	5
		Boum A2	99	27	20
		Agdez LG1	109	43	21
		Marouch 4	105	12	7
		Ab5	88	24	7
	M3	Marouch 16	119	6	7
		RTil 4	37	22	11
		Clone C	102	16	7
		Mans15	131	22	7
		Agdez C2	140	42	15
		Cg 2	142	6	6
		Pooled SD	19	10	7
		Clone	10***	7***	2***
		Maturity	17***	8**	5*
		Zone	14***	3***	3***
		Clone*Maturity	19***	11**	4**
		Clone*Zone	19***	10*	5**
		Maturity*Zone	10**	8*	7
		Clone*Maturity*Zone	16**	10*	5*
ANOVA					

Pooled SD: pooled standard deviation, Fisher's Value F value, $P \leq 0.05$: *, $P \leq 0.01$: **, $P \leq 0.001$: ***.

Firmness was analyzed per zone for 10 fruits per clone and per maturity stage.

PME and β -Gal activities were analyzed in duplicate: 2 replicates of 10 plant material units per zone, per maturity stage and per clone.

2.5. Multivariate analysis data of firmness and cell wall composition

Data of firmness, cell wall composition and enzyme activities of fresh tissue zones for M2 stage were subjected to multivariate analysis, in order to investigate the relationships between apricot texture, cell wall composition and enzyme activities. The Pearson's correlation coefficients between all parameters were calculated. For variables, the yields were not significantly correlated with neutral sugars, except for arabinose, which showed significant positive correlation coefficient (0.501).

Among the positive correlations found, cellulosic glucose was found correlated with Rhamnose (0.624), Non-cellulosic glucose with mannose (0.512) and arabinose with galactose (0.497). Uronic acid content was not correlated with neutral sugars but correlated with methanol (0.541) and firmness (-0.574). However, no significant correlation was found between cell wall AIS parameters and enzyme activities. The firmness was found negatively correlated with PME

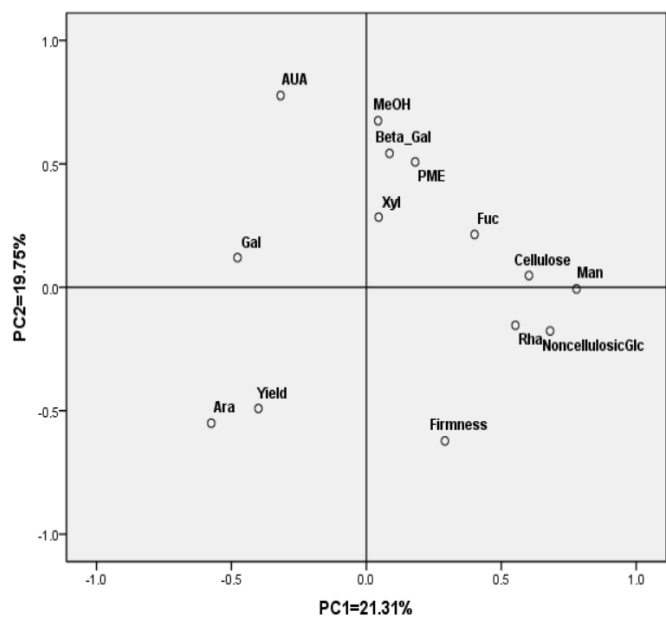
(-0.502) and β -Gal (-0.472). These correlations showed the implication of enzymes activities in degradation of the pectin and its participation in loss of apricot firmness. Indeed, Principal Components Analysis (PCA) was used to illustrate the relationships among studied parameters, also to analyze the implication of cell wall composition and pectinolytic enzyme activities in the evolution of apricot texture considering the clone, tissue zone and ripening effects.

The principal found correlations were plotted and explained and shown in Figure 2. A first PCA was carried out using all studied parameters for M2 maturity stage. More than 41 % of the total variance was explained by the first both principal components (Fig. 2A and 2B). The dispersion of the individuals (clone linked to zone) on the factorial map (Fig. 2B) showed the important impact of genotype on cell wall composition and enzyme activities compared to tissue zone. Indeed, the three studied tissue zones were discriminated for each apricot clone. Therefore, the parietal composition of studied apricots varies significantly with clone compared to tissue zone. And there is no link with a precise tissue zone.

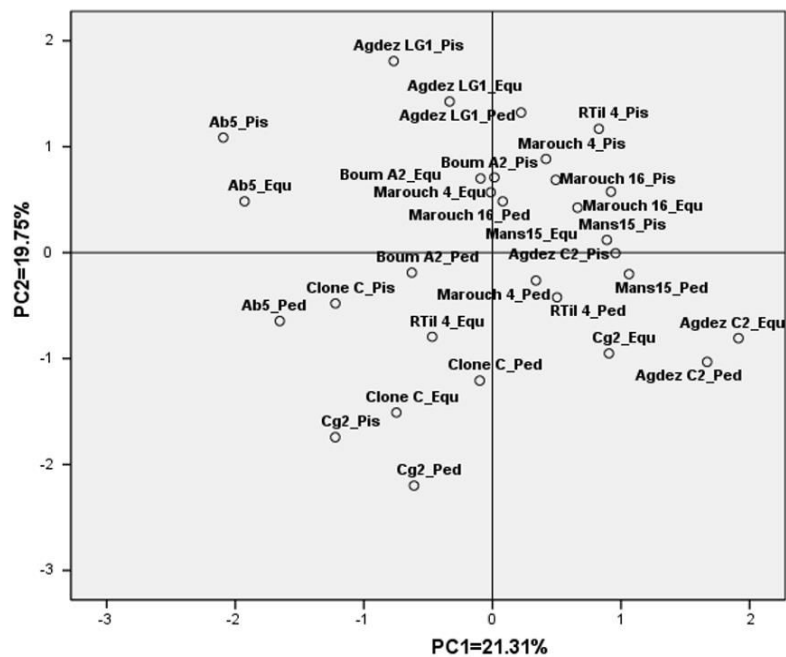
To highlight the impact of ripening stage on apricot texture, reanalysis of the results with firmness and enzyme activities data for both maturity stages (M2 and M3) allowed better mapping of studied clones with a high variability (Fig. 1C and 1D). More than 78 % of the total variance was explained by the first both principal components (Fig. 2C and 2D).

The negative correlation between firmness and enzymatic activities was shown on the factor map as a function of the tissue zones. This correlation is explained by the PC1 axis with 51.15% of the total variability on both sides of the PC origin. In addition, the three tissue zones are grouped for each measured parameter, indeed, they don't have a significant effect on apricot texture compared also to maturity stage. The distribution of individuals (Fig. 1D) distinguished the apricot clones according to a major impact of maturity stage. The factorial map (Fig. 1 D) indicated that ripening effect was related to the enzyme activities. M3 stage was characterized by a higher enzymatic activity compared to M2 stage and vice versa for apricots firmness.

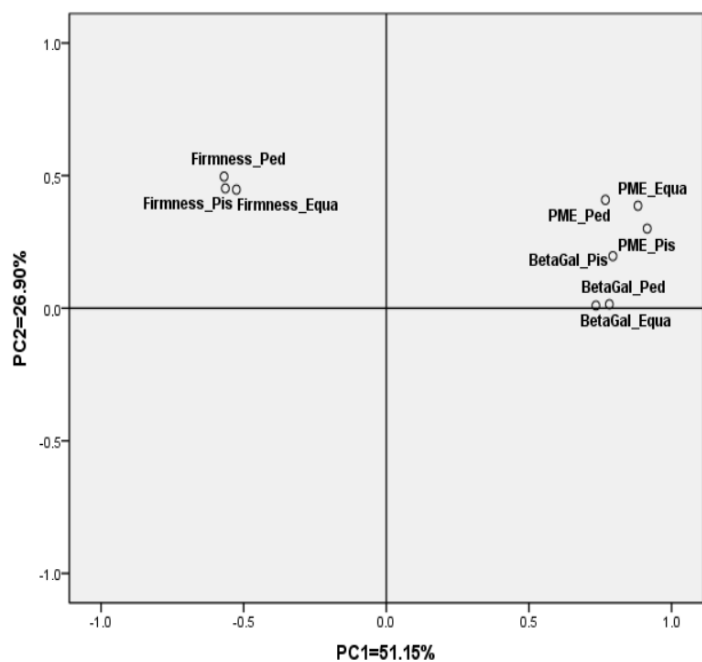
Among studied clones, Adez LG2, Boum A2 and Agdez C2 were characterized a loss of firmness between M2 and M3, explained by high enzymatic activity observed for the two maturity stages. These results are in agreement with previous studies (Golden et al., 1993; Lazan et al. 2004; Arancibia and Motsenbocker, 2004; Lohani et al., 2004; Deng et al., 2005; Abaci et al., 2014; Ribas-Agustí et al., 2017) which reported that enzymatic activity tended to increase with ripening stages.



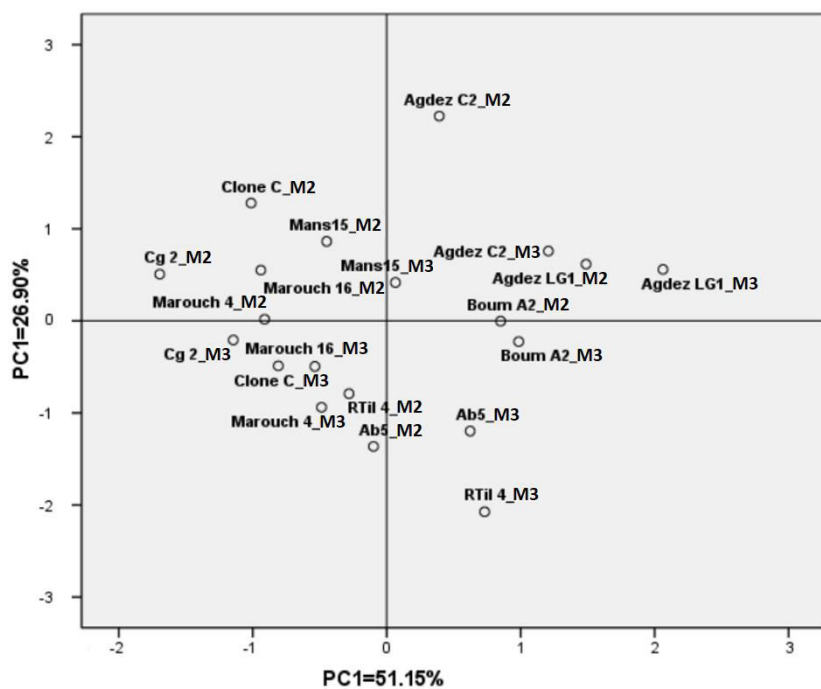
(A)



(B)



(C)



(D)

Fig. 2. Principal component analysis of firmness, cell wall composition and pectinolytic enzyme changes in different tissue zones of ten apricot clones:

(A) and (B) Representation of all variables and segregation of 10 apricot clones according to tissue zones

(C) and (D) Representation of firmness and pectinolytic enzyme variables and segregation of 10 apricot clones according to maturity stages

Ped: Peduncle, Equa: Equatorial, Pis: Pistil

Rha: rhamnose, Fuc: fucose, Ara: arabinose, Xyl: xylose, Man: mannose, Gal: galactose, Glc: glucose, Cellulose: difference between total glucose measured after Saeman hydrolysis and readily hydrolysable glucose (No-cellulosic Glc) measured after 1M H₂SO₄ hydrolysis. AUA: anhydrouronic acids, MeOH: methanol

PME: Pectinmethylesterase, Beta_Gal: β -Galactosidase

M2: commercial stage; M3: consumption stage

4. Conclusion

Apricot texture was characterized with high heterogeneity compared to other fruits. The measurement of flesh firmness allowed a significant differentiation between the three different tissue zones (peduncle, equatorial and pistil). Chemically, this investigation showed that apricot cell walls contained relatively high levels of neutral sugars such as glucose, arabinose, xylose and galactose. Rhamnose, mannose and fucose were also found to be present in small amounts. Also, studied apricots showed higher level of uronic acid and of degree of methylation. This composition depends especially to clone and to tissue zone.

In addition to composition, apricot texture was found largely dependent on cell wall biochemical changes. During ripening, firmness gradually decreases while pectinolytic enzyme activities increases as shown by multivariate and principal component analysis. Studied apricots showed different texture profiles according to their cell wall composition and changes. Indeed, the results could help to illustrate the fundamental of changes of apricot texture according to tissue zone, genotype and ripening stage.

This first fine characterization of a small Moroccan genetic apricot collection paves the way for the study of larger collections (INRA apricot clones' collection) in order to exploit the genetic diversity that characterizes these clones and to highlight physical and chemical properties in relation to the fruit texture will allow identifying new ways for the genetic improvement of fruit and development of the apricot sector in the region.

CHAPITRE III : Texture de l'abricot : évolution et impact sur la transformation industrielle

En plus de son évolution biochimique qui affecte la qualité, la texture des abricots représente un paramètre physique clé de la qualité qui affecte la commercialisation et l'utilisation du fruit. La texture affecte les manipulations en post-récolte, la sécurité microbienne, la durée de conservation, l'acceptabilité du consommateur et la pertinence d'un traitement ultérieur (Missang et al., 2012). Dans ce chapitre, on montre l'implication des propriétés texturales dans la détermination de l'aptitude des abricots à la transformation industrielle (pasteurisation en oreillons d'abricots au sirop).

Ce chapitre est présenté sous la forme d'un article publié

a) Impact de la cuisson sur la texture de l'abricot en fonction du cultivar et de la maturation

Résumé : La perte rapide de la fermeté des fruits est un facteur décisif qualitatif pour caractériser l'utilisation (frais ou transformés) des abricots (*Prunus armeniaca* L.) et les voies de commercialisation (courte ou stockage). Pour mieux comprendre la variabilité de la texture dans l'abricot, nous avons étudié l'impact du traitement thermique en fonction du stade de la récolte des fruits sur une large gamme de cultivars. Dix-huit cultivars d'abricots ont été caractérisés à deux stades de maturité avant et après la cuisson (85 °C dans du sirop léger). Le test de compression a permis de trier les fruits pour obtenir des lots homogènes. Les tests de cisaillement de Kramer ont fourni une mesure globale de la fermeté des fruits cuits, alors que les tests de poinçonnement ont été effectués sur différentes zones de la chair de l'abricot pour les fruits frais et cuits. Parmi les variables mesurées, la texture de l'abricot exprimée par le paramètre « Travail jusqu'à la force limite » a permis une bonne discrimination de l'effet de la maturation. Les données de la texture ont été utilisées pour classer les variétés en fonction de leur fermeté et de leur aptitude au traitement industriel. Ainsi, les variétés Vertige, Candide et Gaterie, suivis par Orangered et Bergarouge ont été trouvées comme les cultivars les plus appropriés pour le procédé de la pasteurisation industrielle.



Impact of cooking on apricot texture as a function of cultivar and maturity



Jamal Ayour^{a,b,*}, Barbara Gouble^b, Patrice Reling^b, Albert Ribas-Agustí^b, Jean-Marc Audergon^c, Jean-François Maingonnat^b, Mohamed Benichou^a, Catherine M.G.C. Renard^b

^a Faculté des sciences Semlalia, Université Cadi Ayyad, Laboratoire Sciences des Aliments, M-40090 Marrakech, Maroc

^b INRA, Université d'Avignon et des Pays du Vaucluse, UMR408 Sécurité et Qualité des Produits d'Origine Végétale, F-84000 Avignon, France

^c INRA, UR1052 Génétique et Amélioration des Fruits et Légumes, F-84143 Montfavet, France

ARTICLE INFO

Article history:

Received 30 June 2016

Received in revised form

29 September 2016

Accepted 15 October 2016

Available online 17 October 2016

Keywords:

Prunus armeniaca L.

Penetrometry

Flesh firmness

Processing

ABSTRACT

The rapid loss of fruit firmness is a qualitative decisive factor for characterizing apricot (*Prunus armeniaca* L.) use (fresh or processed) and commercialization pathways (short or storage). To better understand the texture variability in apricot, we studied the impact of a heat treatment as a function of fruit harvest stage on a large range of cultivars. Eighteen apricot cultivars were characterized at two maturity stages before and after cooking (85 °C in light syrup). A compression test allowed sorting the fruits to obtain homogeneous batches. Kramer shear tests provided global firmness of cooked fruits and puncture tests were performed on the median equatorial area of apricot flesh for fresh and cooked fruits. Among the registered variables, the apricot texture expressed by the “Work to limit” integrates the global evolution and allows a good discrimination of the ripening effect. The texture data was used to classify the varieties according to their firmness and suitability for industrial processing. Thus Vertige, Candide and Gaterie, followed by Orangered and Bergarouge, have been found as the most suitable cultivars for industrial processes.

© 2016 Elsevier Ltd. All rights reserved.

1. Introduction

Apricot (*Prunus armeniaca* L.) is a fleshy fruit of economic and nutritional interest. With a world production of 4.04 million tons in 2012 (FAOSTAT, 2013), it is the third most widely grown stone fruit, after peach and plum. The fruit is consumed fresh or processed in dried, canned apricot, jam, marmalade, pulp, juice, etc. However, the commercialization and the marketing of apricots are difficult because of their rapid softening and the associated susceptibility to physical damage and disease (DeMartino, Massantini, Botondi, & Mencarelli, 2002; Kovacs, Meresz, Kristof, & Németh-Szerdahel, 2008; Ella Missang, Maingonnat, Renard, & Audergon, 2011).

Firmness and texture are important quality attributes for apricot fruit; they influence consumer acceptability, postharvest manipulation, storage shelf-life, microbial susceptibility and suitability for

processing into different products. Commonly, apricot fruits are harvested firm (thus early) to limit damage during handling and shipping. However at this stage, the other quality attributes such as appearance, taste, aroma and nutritional value are not sufficiently developed (Botondi, Crisà, Massantini, & Mencarelli, 2000; Bruhn et al., 1991). In addition, apricots appear to be particularly sensitive to softening during cooking which is a limiting factor in processing technology, marketing and use of apricots and their products. During preparation of halved apricots, safety requires that the fruit reach at least 85 °C at heart. Only little information is available on texture of canned apricot fruit (Chitarra, Labavitch, & Kader, 1989; Ella Missang et al., 2011; Mallidis & Katsaboxakis, 2002). Some varieties have poor resistance to heat, which causes disintegration of the fruit (Ella Missang et al., 2011). Apricot is also characterized by high heterogeneity in its tissue structure, with five layers: an epidermis, a hypodermal layer, a middle layer of thin walled parenchyma cells, a layer of radially elongated cells and a layer of small cells adjacent to the pit (Archibald & Melton, 1987). These five layers have different responses during thermal treatment (Ella Missang et al., 2011) with the median equatorial area

* Corresponding author. Faculté des sciences Semlalia, Université Cadi Ayyad, Laboratoire Sciences des Aliments, M-40090 Marrakech, Maroc.

E-mail address: jamal.ayour@alumni.univ-avignon.fr (J. Ayour).

appearing the most representative for texture characterization in the fruit.

Our aim was to identify apricot cultivars suitable for processing to canned halves, by characterizing texture alteration after processing. The impact of the harvest stage and the effect of heat treatment (85 °C) have been characterized on the median equatorial area of the fruits of 18 representative apricot cultivars.

2. Materials and methods

2.1. Plant materials

Apricot fruits were harvested in 2015 in INRA orchards at Amarine (Gard, France) and Gotheron (Drôme, France). The 18 apricot cultivars selected were: A4034, A5350, Bergarouge® Avirine, Bergeron, Candide, Congat, Elgat, Frisson, Gaterie, Goldrich, Helena du Roussillon® Aviera, Hargrand, Moniqui, Orangered® Bhart, Polonais, Ravilong (A3759), Tardif de Bordaneil and Vertige. About 160 fruits from each cultivar were harvested slightly after the conventional date and brought to the laboratory within 2–3 h for sorting in maturity classes by compression (§ 2.3.1). Maturity stages were defined as: R1 = 130 kPa ± 5 kPa (commercial) and R2 = 100 kPa ± 5 kPa (half-ripe). One batch of 32 fruits for each stage was sorted for each cultivar, each batch being subdivided into 12 fruits for test on fresh fruits and 20 fruits for test after cooking.

2.2. Preparation of cooked apricots

The heat treatment was performed in light syrup, based on sucrose commercial sugar cane syrup diluted to 16 °B. Fruit halves (one half per fruit) were dropped into the syrup at 70 °C and cooked until 85 °C at heart (the temperature were controlled using a thermocouple and the time needed was about 20 min). After cooking, fruits were cooled to room temperature on iced water.

2.3. Texture analysis

2.3.1. Sorting of whole fruit in firmness classes

Whole fruit firmness was measured with a compression test that gives a combination of skin resistance and flesh firmness (Grotte, Duprat, Loonis, & Pietri, 2001). The measurement consists in determining the pressure (Pa) required to compress whole apricots by 3% of their equatorial height with a texturometer (Penelaup, Serisud, Nimes, France) equipped with flat disc (5 cm diameter) (probe speed = 100 mm/min).

2.3.2. Puncture tests

Puncture tests were realized on 12 fresh and 10 cooked halves. For each, a tissue slice of about 1.5 cm thick was cut longitudinally. The median equatorial area (Fig. S1) was retained according to Ella Missang et al. (2011) and Ella Missang, Maingonnat, Renard, and Audergon (2012).

The puncture was made using a multi-purpose texturometer (Tplus, Ametek, Lloyd, Fareham, UK) equipped with a 50 N load cell (flat cylindrical probe, 2 mm diameter, 100 mm/min penetration rate, 9 mm depth). Different parameters were registered from the force/displacement curves: Maximum Load (F_{max} , N), Deflection at Maximum Load ($Def_{F_{max}}$, mm), Work to Maximum Load (W_{max} , J), Load at Limit (F_{lim} , N), Work to Limit (W_{lim} , J) and Load average for the plateau (F_p , N); this last variable was calculated only for fresh fruit (Fig. S2a).

2.3.3. Kramer shear test

Kramer shear test was performed using the same multi-purpose texturometer but equipped with a 1000 N load cell. Ten cooked

apricots halves were cut longitudinally and divided into three batches corresponding to three replicates. About 120–130 g of cooked fruit slices was placed perpendicular in the Kramer (K) cell and sheared at 20 cm/min speed. Registered parameters (Fig. S2b) expressed for 100 g of cooked fruit are: Maximum Load (F_{maxrK} , N), Work to Maximum Load (WF_{maxrK} , J) and Work to Limit (WF_{limrK} , J).

2.4. Statistical analysis

Standard deviations of the means were calculated for each series of duplicates using the sum of individual variances pondered by the individual degrees of freedom (Box, Hunter, & Hunter, 1978). Statistical analysis was performed using IBM SPSS Statistics 19 software. ANOVA and cluster analysis were carried out for the 18 apricot cultivars on all measured parameters. For each variety and maturity stage, data set corresponds to replications on 12 fresh fruits, 10 cooked fruits and 3 fruit batches.

3. Results and discussion

3.1. Impact of processing on texture profile

The puncture test allowed acquiring two types of profiles (Fig. 1), one for fresh fruits and the other for cooked fruits. These typical force/displacement profiles are frequently found in other fruit and vegetables such as apple (Costa, 2016), carrot and jicama (Nguyen et al., 2010).

Fresh fruit firmness is characterized in a first stage by a slope related to the elasticity of apricot flesh, needing a higher force for initial penetration. After cooking, the same pattern is observed with a lower slope value and a larger displacement. At the end of that phase the maximum load is registered for both fresh and cooked tissues, for most of the cultivars. In fresh apricots, F_{max} values range between 1 N and 4.5 N after 1.5 mm–2 mm of penetration. In cooked fruits, F_{max} values are lower and range between 0.2 and 0.8 N after 4–5 mm of penetration (Fig. 1).

After F_{max} , the second part of the curve is characterized by a periodic pattern, which could be linked to the presence of conductive vessels in the flesh. For cooked apricots, the shape of the curve seemed close to that of the fresh fruits but more attenuated.

The correlation analysis (Table 1) between registered parameters on all fresh cultivars at R1 stage highlights the relationships

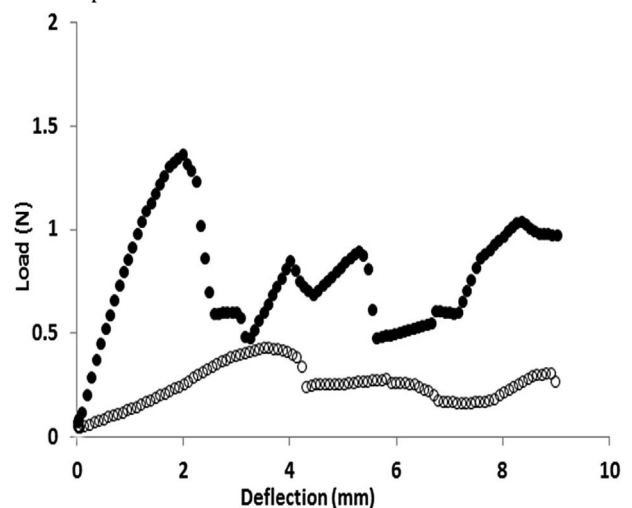


Fig. 1. Typical puncture curves on the median equatorial area for fresh (●) and cooked (○) apricot: example of Orangered® Barth (cov) at half ripe maturity (R2).

Table 1
Correlation matrix between the texture parameters of penetration curve (Load/Deflection) measured on median equatorial area for all cultivars at commercial (R1) stage.

Variables	F _{max}	DefF _{max}	W _{max}	F _{lim}	W _{lim}	F _p
F _{max}	1.000	-0.116	0.647	0.976*	0.991*	0.895*
DefF _{max}		1.000	0.102	0.008	-0.084	-0.060
W _{max}			1.000	0.723	0.679	0.686
F _{lim}				1.000	0.988*	0.893*
W _{lim}					1.000	0.926*
F _p						1.000

Note: F_{max}: Maximum Load; DefF_{max}: Deflection at Maximum Load; W_{max}: Work to Maximum Load; F_{lim}: Load at Limit; W_{lim}: Work to Limit; F_p: average Load for the plateau; *: High level of correlation significance (P < 0.05).

between the components of the texture. Strong positive correlations were found between all variables except DefF_{max}. The work to limit (W_{lim}) was chosen as being relevant for all force-related parameters and being the most integrative measure.

3.2. Interaction of cultivar and maturity with processing

The classification of the cultivars according to W_{lim} (driven by R1 fresh values) indicated huge differences between cultivars whatever the maturity stages for fresh and cooked fruits (Fig. 2). Although all apricots had been sorted for similar resistances to compression, the W_{lim} values for R1 fresh fruit ranged from about 28 to 4 mJ respectively for Vertige and A3759, with most of the cultivars being around 10 mJ. As expected, the W_{lim} values decreased with maturity, with R2 fresh fruits ranging from about 21 to 4 mJ respectively for Vertige and A3759 plus A5350, with most of the cultivars ranging between 11 and 4 mJ. Rather good consistency is noticed between the observations performed at R1 and R2 stages, only minor changes were observed in the classification, like for A4034 and Goldrich.

After cooking, W_{lim} values for R1 maturity stage highly decreased, ranging from 13 to 2 mJ respectively for Vertige and A3759 with most of the cultivars being around 5 mJ, and the

classification is partly modified (Fig. 2). Even lower values were observed for R2 stage.

The effects of the three factors (cultivar, maturity, cooking) on W_{lim} was highly significant (Table S1). The impact of cooking was the largest, followed by maturity stage and cultivar. The interaction between variety and maturity or cooking was significant but rather low. This indicates that the pronounced effect of cooking (and maturation) was different for the different varieties, i.e. texture loss is influenced by the genetic background. Multi-range comparison tests (Table 2) have classified the cultivars in 6–7 groups according to maturity and process. It expressed the huge influence of the cultivars. The average impact of cooking was around 53% whatever the maturity stage (from 34 to 72% for R1 and from 14 to 72% for R2). On fresh fruits the average impact of the maturity stage (R1 vs R2) onto the final W_{lim} score was around 25%, evolving between 7 (Congat) and 42% (A4034) according to the cultivar. On cooked fruits, the average impact was similar (27%), reaching 56% for Moniqui.

Vertige, Gaterie, Candide and Orangered were the firmest apricots before and after cooking at the two ripening stages, so they could be expected as the more suitable cultivars for industrial process. Except Vertige, these firmest cultivars were also among the most affected by the maturity stage, with around 40% loss between R1 and R2 cooked fruits, such as Bergarouge (51% loss). Concurrently A3759, A5350, Elgat and Goldrich appeared not appropriate for processing to apricot halves, being the most sensitive to texture loss during cooking.

As puncture tests on other areas have underlined other differences between cultivars (data not shown), it appeared interesting to have a global firmness indication on cooked fruits with the Kramer shear test, more related to an industrial evaluation. The Kramer shear test allowed another classification of the cultivars based on the W_{lim} values at R1 stage but most cultivars are not separated, regardless of the maturity stages (Table 3). Hargrand distinguishes itself with its low resistance to heat treatment (W_{lim} values between 3.1 J and 2.6 J for R1 and R2 stages), while Candide and especially Orangered apricots were the most resistant, so the most suitable for heat treatment, at the two ripening stages (13 J

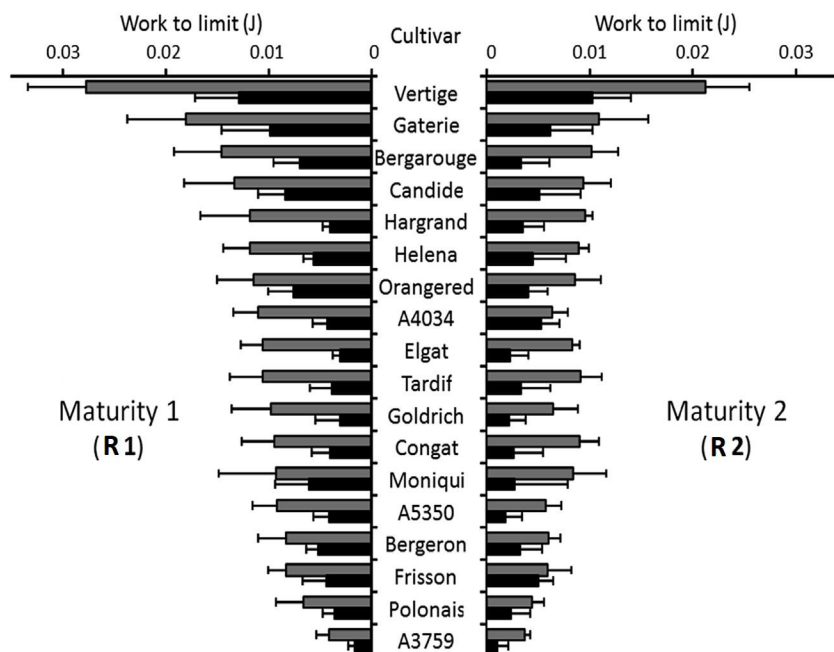


Fig. 2. Apricot cultivar classification according to the work to limit (W_{lim}) for median equatorial area puncture test. Grey bars: fresh fruits; black bars: cooked fruits.

Table 2
Tukey post-hoc test results performed on work to limit (W_{lim}) in milli-Joules (mJ) of puncture test (on median equatorial area) for fresh (F) and cooked (C) apricots at commercial (R1) and half-ripe (R2) stages and W_{lim} differences between fresh and cooked (F–C) for the 2 stages and between the 2 stages (R1–R2) for the 2 conditions (F and C).

Cultivars	Commercial stage (R1)			Half-ripe stage (R2)			(R1–R2)	
	Fresh	Cooked	(F–C) %	Fresh	Cooked	(F–C) %	Fresh %	Cooked %
Vertige	27.6 a	12.9 a	53	21.3 a	10.2 a	52	23	21
Gaterie	18.1 b	9.8 ab	46	10.9 b	6.2 b	43	40	37
Bergarouge	14.6 bc	6.9 bcde	53	10.2 bc	3.4 cdefg	67	30	51
Candide	13.4 bcd	8.3 bc	38	9.4 bcd	5.1 bcd	46	30	39
Hargrand	11.8 cde	3.9 defg	67	9.5 bcd	3.5 cdefg	63	19	10
Helena	11.8 cde	5.6 cdef	52	8.9 bcd	4.5 bcde	49	25	20
Orangered	12.3 cde	7.6 bcd	38	8.5 bcd	4.1 cdef	52	31	46
A4034	11.0 cde	4.2 defg	62	6.4 cdef	5.3 bc	17	42	–26
Elgat	10.6 cde	3.0 fg	72	8.3 bcde	2.3 efg	72	22	23
Tardif de Bordaneil	10.5 cde	3.8 defg	64	9.1 bcd	3.4 cdefg	63	13	10
Goldrich	9.8 cde	3.1 fg	68	6.5 cdef	2.2 efg	66	34	30
Congat	9.6 cdef	3.9 defg	59	8.9 bcd	2.6 defg	71	7	33
Moniqui	9.2 cdef	6.1 cdef	34	8.4 bcd	2.7 defg	68	9	56
A5350	9.2 cdef	4.0 defg	56	5.8 def	1.9 fg	67	37	52
Bergeron	8.3 def	5.2 cdefg	37	6.1 def	3.3 cdefg	16	26	36
Frisson	8.2 def	4.4 defg	46	5.9 def	5.1 bcd	14	28	–16
Polonais	6.6 ef	3.6 efg	45	4.4 ef	2.4 efg	45	33	33
A3759	4.1 f	1.6 g	61	3.7 f	1.1 fg	70	10	31
Pooled SD	3.7	2.3		2.7	1.6			

Each value is the mean of 12 replicates for fresh apricot and 10 replicates for cooked apricot.

For the same column, data with same letters do not differ significantly from each other whereas data with different superscripts differ significantly at the probability level $P < 0.05$; Pooled SD: Pooled standard deviation.

Table 3

Tukey post-hoc test results performed on work to limit (W_{lim}) in Joules of Kramer shear test for both maturity stages of cooked apricots and differences between the 2 stages (R1–R2). Cultivar order is from the highest value (Candide) to the lower (Hargrand) at R1 stage.

Cultivar	Commercial stage (R1)	Half-ripe stage (R2)	R1–R2 (%)
Candide	13.3 ab	9.1 ab	31
Orangered	12.1 ab	10.2 a	16
Helena	11.7 abc	8.9 ab	24
Gaterie	11.1 abc	6.3 cde	43
Polonais	10.7 abcd	8.4 abc	22
Bergarouge	10.5 bcd	8.3 abc	21
Tardif de Bordaneil	10.1 bcd	7.6 bcd	25
Vertige	9.7 bcdef	8.9 ab	9
Moniqui	9.3 cdef	7.2 bcd	23
Bergeron	9.3 cdefg	6.3 cde	32
A4034	8.1 defgh	7.1 bcd	13
A3759	8.0 efg	5.9 def	26
A5350	7.9 efg	6.8 bcd	14
Frisson	7.9 efg	7.2 bcd	9
Goldrich	7.6 fgh	6.8 def	9
Elgat	7.3 gh	5.8 def	21
Congat	7.1 fgh	5.5 def	22
Hargrand	3.1 i	2.6 f	15
Pooled SD	0.89	0.79	

Each value is the mean of three replicates for cooked apricot; R1–R2 difference is calculated on the means.

For the same column, data with same letters do not differ significantly from each other whereas data with different superscripts differ significantly at the probability level $P < 0.05$; Pooled SD: Pooled standard deviation.

and 12 J respectively at R1 stage). Differences between R1 and R2 values expressed the impact of the maturity stage onto the evolution fruit texture, as key factor for the industrial process, the influence of the cultivar ranges between 9% for Vertige to more than 30% for Gaterie and Candide.

The dendrogram (Fig. 3) was issued from a hierarchical clustering based on both W_{lim} parameter from puncture test on fresh and cooked fruits and Kramer test, and on the 2 ripening stages (R1, R2). By this integrative analysis, cultivars were divided in 3 groups. Vertige appeared alone, keeping a high firmness whatever

the process and the 2 tested ripening stages. Orangered, Candide, Bergarouge and Gaterie were in the same group, characterized by a high level of firmness and an impact of maturity stage. The third set joined all cultivars with a lower firmness, a high impact of maturity and of processing.

In our experiment, puncture tests were not correlated to global compression. These results highlight that puncture test on fruit slice (not on whole fruit), on a specific parenchyma area (only a tissular type) and in an orthogonal axis (transversal and not from epidermis to inner tissues) allowed to discriminate cultivars at similar global firmness levels.

Cooking led to marked loss of texture, with most varieties losing over 50% of their initial firmness in the puncture test, for both maturity stages. It also caused a reshuffling of the scale of texture of apricot varieties, as their hierarchy after thermal treatment was not fully in agreement with the one observed in fresh fruit, as observed by Ella Missang et al. (2011) on steamed apricots or Bourles, Mehinagic, Courthaudon, and Jourjon (2009) observed on vacuum-cooked apple. Thermal treatments soften the tissue by decreasing turgor pressure (Greve et al., 1994), and by solubilizing cell wall pectic substances, which separate the vegetable cells (Van Buren, 1979). Previous studies have shown that the mechanical strength of plant cells is provided by pressurization and biochemical changes of the pectic substances of cell wall (Nguyen et al., 2010). Basak and Ramaswamy (1998) suggested that the most probable reasons for textural loss variability is due to pectin-methyl-esterase (PME) activity and increased compactness of the cellular structure as a result of the elimination of air from the tissue.

4. Conclusion

The evolution of texture between fresh and cooked apricot was studied at a tissular level on a large range of cultivars. The work to limit (W_{lim}) parameter appeared the most relevant variable, both with puncture or Kramer tests to compare cultivars. The cultivars tested presented different degrees of susceptibility to heat treatment, probably in relation with their physicochemical characteristics. The cultivars which appeared the best suited for processing,

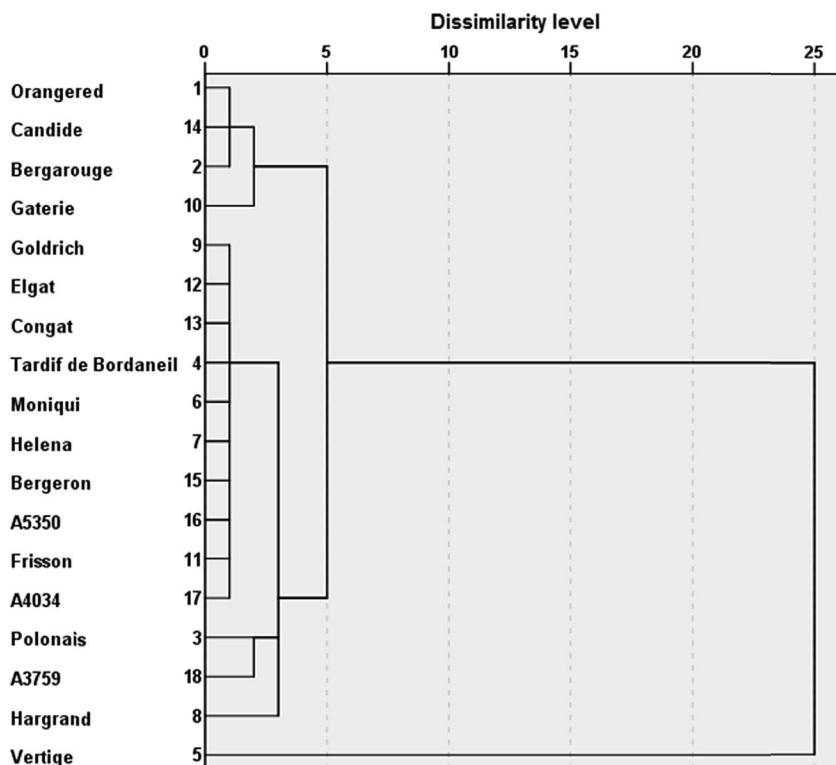


Fig. 3. Cluster dendrogram realized on work to limit parameter for puncture test on median equatorial area (in mJ) and Kramer shear test (in J) for 18 fresh and cooked apricot cultivars at two maturity stages.

with the less texture loss after cooking, were Vertige and, in a less extend, Candide, Gaterie, Orangered and Bergarouge in relation with their maturity stage. Studies on PME activities and tissular structure will be necessary to better understand the underlying biochemical or microstructural phenomena implicated in this texture loss, thus allowing identification of selection criteria for apricots meant for processing.

Acknowledgements

This work was supported by grants of Université d'Avignon (Prix Perdiguer) and of Moroccan ministry of higher education, scientific research and professional training to Jamal Ayour. We acknowledge financial support from the ANR (French National Research Agency) under the Sustainable Food System program ILLIAD (ANR-11-ALID-006).

Appendix A. Supplementary data

Supplementary data related to this article can be found at <http://dx.doi.org/10.1016/j.lwt.2016.10.040>.

References

- Archibald, R. D., & Melton, L. D. (1987). The anatomy of the fleshy pericarp of maturing Moorpark apricots, *Prunus armeniaca*. *New Zealand Journal of Botany*, 25, 181–184.
- Basak, S., & Ramaswamy, H. S. (1998). Effect of high pressure processing on the texture of selected fruits and vegetables. *Journal of Texture Studies*, 29, 587–601.
- Botondi, R., Crisà, A., Massantini, R., & Mencarelli, F. (2000). Effects of low oxygen short term exposure on postharvest physiology and quality of apricots harvested at two ripening stages. *Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 75, 202–208.
- Bourles, E., Mehinagic, E., Courthaudon, J. L., & Jourjon, F. (2009). Impact of vacuum

cooking process on the texture degradation of selected apple cultivars. *Journal of Food Science*, 74, 512–518.

- Box, G. E. P., Hunter, W. G., & Hunter, J. S. (1978). *Statistics for experimenters, an introduction to design, data analysis and model building*. New-York: Wiley and Sons, 352 pp.
- Bruhn, C. M., Feldman, N., Garlitz, C., Harwood, J., Ivans, E., & Marshall, M. (1991). Consumer perceptions of quality: Apricots, cantaloupes, peaches, pears, strawberries and tomatoes. *Journal of Food Quality*, 14, 187–195.
- Chitarra, A. B., Labavitch, J. M., & Kader, A. A. (1989). Canning-induced fruit softening and cell wall pectin solubilization in the 'Patterson' apricot. *Journal of Food Sciences*, 54, 990–992.
- Costa, F. (2016). Mechanical investigation to assess the peel contribution in apple fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 111, 41–47.
- DeMartino, G., Massantini, R., Botondi, R., & Mencarelli, F. (2002). Temperature affects impact injury on apricot fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 25, 145–149.
- Ella Missang, C., Maingonnat, J.-F., Renard, C. M. G. C., & Audergon, J.-M. (2011). Texture variation in apricot fruit: Intra-fruit heterogeneity, impact of thinning and relation with the texture after cooking. *Food Research International*, 44, 46–53.
- Ella Missang, C., Maingonnat, J.-F., Renard, C. M. G. C., & Audergon, J.-M. (2012). Apricot cell wall composition: Relation with the intra-fruit texture heterogeneity and impact of cooking. *Food Chemistry*, 133, 45–54.
- FAOSTAT Statistical Database, (2013). <http://faostat.fao.org/site/291/DesktopDefault.aspx?PageID=291>. Accessed 23.07.15.
- Greve, L. C., Shackel, K. A., Ahmadi, H., McArdle, R. N., Gohlke, J. R., & Labavitch, J. M. (1994). Impact of heating on carrot firmness: Contribution of cellular turgor. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 42, 2896–2899.
- Grotte, M., Duprat, F., Loonis, D., & Pietri, E. (2001). Mechanical properties of the skin and the flesh of apples. *International Journal of Food Properties*, 4, 149–161.
- Kovacs, E., Meresz, P., Kristof, Z., & Németh-Szerdahel, E. (2008). Ripening and microstructure of apricot. *Acta Alimentaria*, 37, 23–39.
- Mallidis, C. G., & Katsaboxakis, C. (2002). Effect of thermal processing on the texture of canned apricots. *International Journal of Food Science & Technology*, 37, 569–572.
- Nguyen, L. T., Tay, A., Balasubramaniam, V. M., Legan, J. D., Turek, E. J., & Gupta, R. (2010). Evaluating the impact of thermal and pressure treatment in preserving textural quality of selected foods. *LWT - Food Science and Technology*, 43, 525–534.
- Van Buren, J. P. S. (1979). The chemistry of texture in fruits and vegetables. *Journal of Texture Studies*, 10, 1–23.

DISCUSSION GENERALE

Discussion générale

La qualité des fruits est un nouvel enjeu de la recherche agronomique pour une valorisation dans les filières de la commercialisation en frais et de la production agroalimentaire. Dans le cas des fruits d'abricots, la qualité s'appuie sur les composés physiques et biochimiques et les facteurs intervenants dans les processus d'évolution du fruit. La combinaison entre la qualité, ses déterminants et ses facteurs d'influences a été peu étudiée par la communauté scientifique jusqu'à présent. En effet, l'importance d'étudier cette combinaison sert à définir le rôle et le fonctionnement du fruit, son management agronomique et sa valorisation et son effet bénéfique sur la santé humaine. En plus, la détermination des caractéristiques physiques, biochimiques et fonctionnelles fournit des informations utiles pour la filière de l'abricot que ce soit pour le marché frais, l'aptitude à la transformation, l'évaluation de la maturation des fruits à la récolte, une programmation efficace de la récolte, du conditionnement et de la commercialisation des fruits.

L'objet de mes travaux avait deux buts principaux : le premier consiste à la caractérisation moléculaire, physique et biochimique des clones d'abricot marocains en vue d'assurer la production d'un fruit de qualité que ce soit pour la consommation en frais que pour la transformation industrielle et pour permettre un développement durable dans l'espace et dans le temps des abricots. Le second objectif consiste à suivre l'évolution des propriétés texturales des abricots français au cours du procédé de la transformation et sélectionner les variétés les plus aptes au processus de la pasteurisation industrielle. Pour cela, nous avons étudié les deux problématiques en répondant à des questions suivantes :

- Quelle est la diversité génétique des abricots marocains, son évolution et ses contraintes ?
- Quels sont les marqueurs biochimiques qui permettent de comprendre et d'évaluer la qualité des abricots ?
- À quel niveau la texture de l'abricot peut déterminer son aptitude à la transformation ?
- La variabilité génétique et la variabilité phénotypique de l'abricot : quelle relation ?

Quelle est la diversité génétique des abricots marocains, son évolution et ses contraintes ?

Les producteurs et les consommateurs des abricots ont généralement une préférence pour les fruits de gros calibre, présentant beaucoup de pulpe, peu de graines, jolie couleur, bon arôme et un goût sucré. Donc, une sélection des meilleures accessions d'abricotier paraît très importante afin d'identifier celles qui sont les plus prometteuses. Pour cela, la première étape de cette étude consiste à la caractérisation morphologique et moléculaire d'une large population génétique constituée de 92 accessions d'abricots issus de différentes origines géographiques.

L'analyse morphologique des accessions a permis d'observer une grande variabilité des caractères quantitatifs et qualitatifs entre toutes les accessions d'abricot. En effet, tous les caractères étaient hautement polymorphes pour tous les abricots étudiés. Ce résultat concorde avec des études récentes (Krichen et al., 2014 ; Wani et al., 2017), ayant utilisé le même descripteur UPOV lequel a révélé une grande variabilité entre les accessions d'abricot. En comparant nos résultats de caractérisation morphologique des fruits avec ceux des études précédentes, les principales différences entre les abricots marocains et ceux européens, tunisiens et mexicains étaient liées au poids, à la couleur et aux dimensions des fruits. Les abricots marocains ont des fruits de taille moyenne, plus petits que les abricots européens (Asma et al., 2005 ; Bureau et al., 2009 ; Leccese et al., 2010 ; Caliskan et al., 2012 ; Milošević et al., 2014), plus gros que les abricots mexicains (Perez -Gonzales et al., 1992) et légèrement similaires aux abricots tunisiens (Krichen et al. 2014). La couleur orange est prédominante pour les accessions étudiées, ce qui est en accord avec des études antérieures (Lichou et Audubert, 1989 ; Lichou 1998 ; Asma et al., 2005 ; Ruiz et al., 2005) qui signalaient une dominance des abricots orange par rapport aux jaune et rouge, cela indique également que les abricots marocains sont riches en caroténoïdes. Cette information a été confirmée par la suite dans notre étude sur les pigments de l'abricot (Ayoub et al. 2016). L'analyse de la structure a montré un effet significatif du génotype sur les caractères morphologiques des abricots. Cependant, aucune structure morphologique claire n'a été trouvée en fonction de l'origine géographique des accessions.

Cette étude morphologique a été complétée par une analyse biomoléculaire des accessions. En effet, nous avons pu génotyper ces abricots cultivés au Maroc dans une logique de caractérisation variétale en relation avec 11 sites géographiques et 6 régions marocains en utilisant 21 marqueurs microsatellites cartographiés sur la carte de référence des *Prunus*. Puis, nous avons examiné la structure génétique de l'espèce abricotier sur ces bases géographiques et génétiques larges par le moyen d'analyses statistiques de regroupement. Il s'agit d'une évaluation

de la structure de la diversité des ressources patrimoniales de l'espèce et d'évaluer les conséquences associées, à savoir : le maintien de la diversité, la caractérisation des accessions et la conduite des programmes d'innovation variétale en tenant en compte les conditions géo-climatiques différentes des régions marocaines étudiées. La collection analysée a été caractérisée par un polymorphisme important et une diversité génétique réduite. Au total, 120 allèles ont été identifiés pour les 92 accessions d'abricot, avec une moyenne de 5,71 allèles par locus. Ce résultat confirme la diminution de la diversité génétique en termes de richesse allélique dans les pays d'Afrique du Nord, comme le prouve déjà l'étude de Bourguiba et al. (2012b).

L'analyse de la diversité génétique a permis d'estimer la variabilité des accessions d'abricots à deux niveaux : (i) un niveau intra-groupe trop varié entre les accessions de chaque site géographique (94% de la variance totale), et (ii) un niveau inter-groupe variant entre les 10 sites géographiques (6% de la variance totale). Cependant, aucune structure génétique claire n'a été affichée selon les régions géographiques (0% de la variance totale entre les 6 régions analysées). Cela confirme les résultats obtenus par l'analyse morphologique sur l'importance de l'effet génotype par rapport à l'effet géographique. Ce résultat montre l'importance des agroécosystèmes oasis du pays en tant qu'incubateurs actifs de la variabilité génétique, contenant à la fois une diversité considérable d'espèces cultivées et une diversité génétique élevée au sein des cultures de chaque oasis. Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par Mamouni et al. (2014) qui ont mis en évidence une diversité génétique importante de l'abricot marocain indépendamment de l'origine géographique. De plus, cette variabilité correspond au niveau du polymorphisme observé chez les abricots étudiés en utilisant les marqueurs SSR par rapport aux études antérieures (de Vicente et al., 1998 ; Badenes et al., 2000 ; Yuan et al., 2007).

Toutes les preuves statistiques (analyse hiérarchique, ACP et analyse de structure) montrent que la structure génétique de l'abricot marocain peut être subdivisée en deux populations : une majeure population constituée de la plupart des accessions de groupes génétiques (population authentique liée notamment à la variété Delpatriarca) et une seconde population moins diversifiée et liée à toutes les vérités de référence, y compris la variété Canino. En effet, la combinaison des trois tests statistiques confirme que l'abricot marocain tend à une double allocation (deux pools de gènes) pour tous les groupes génétiques attribués en deux populations.

Ceci est probablement dû à la faible différenciation génétique entre les groupes des accessions ($F_{st} = 0,126$) et en particulier au flux génique élevé ($Nm = 1,881$) trouvé dans cette étude. En plus, des origines interconnectées des groupes étudiés, du mode de propagation du pollen qui favorise le flux de gènes et aussi l'intervention humaine a probablement beaucoup influencé cette dérive génétique pour fonder un pool génétique réduit.

L'effet de l'origine géographique n'a pas d'importance dans trois classifications, telles qu'aucune structure génétique claire n'a été affichée en fonction de l'origine géographique des accessions. Lui et al. (2007) ont analysé 22 cultivars d'abricots à l'aide de marqueurs SSR et ont conclu que les types de variétés appartenant à la même population ne pouvaient pas être regroupés en un groupe. En d'autres termes, les populations étudiées n'étaient pas des populations mendéliennes relativement indépendantes. Cependant, l'hypothèse d'un flux de gènes dans les deux populations identifiées est considérable. Cela a été rapporté dans des études précédentes sur des abricots d'Afrique du Nord avec les mêmes marqueurs SSR que ceux utilisés dans notre étude par Bourguiba et al. (2013) et également sur les abricots marocains, comme suggéré par Mamouni et al. (2014) qui ont signalé la possibilité d'un flux génétique important de Canino et de Del Patriarca vers les populations d'abricots locales au Maroc.

Ce schéma d'évolution implique à la fois une faible diversité génétique et une différenciation génétique élevée dans les populations d'abricots. Cela a été confirmé dans des études antérieures sur les abricots marocains et tunisiens (Bourguiba et al., 2012a, Mamouni et al., 2014). Khadari et al. (2006) ont proposé l'hypothèse du "goulot d'étranglement" selon laquelle ces variétés locales sont à la base des dérivés de plantes d'autres génotypes introduits. En effet, les génotypes marocains d'abricot appartiennent au groupe méditerranéen issu du pool génétique irano-caucasien (Kostina et al., 1969), et sont classés dans un groupe distinct (méditerranéen) par Hagen et al. (2002). Pour la plupart des espèces de cultures, les processus de domestication entraînent une perte de diversité génétique due à l'effet de goulot d'étranglement et à la dérive génétique (Hyten et al., 2006 ; Haudry et al., 2007). Cette hypothèse a été confirmée par l'analyse des populations sexuellement reproduites dans la région du Maghreb à l'aide de marqueurs SSR (Bourguiba et al., 2012b). Sur la base du pool génétique, Mamouni et al. (2014) ont indiqué que le matériel génétique au Maroc montre une réduction de la diversité génétique d'environ 37,8% et 16,07% respectivement, alors que sa réduction de la diversité n'est que de 3,4% et 6% respectivement en Europe continentale.

Cette diversité génétique observée pour les 92 accessions d'abricots a été complétée par le choix et la sélection de nouveaux clones d'abricots pour une analyse phénotypique afin de pouvoir sélectionner et mettre un matériel génétique de qualité à la disposition des agriculteurs pour améliorer le potentiel génétique de la culture des abricots. Un tel travail pourrait permettre d'élargir le génotype de l'abricot à l'échelle du bassin méditerranéen et d'établir une grande collection représentative de l'espèce et dans le pays

Quels sont les marqueurs biochimiques qui permettent de comprendre et d'évaluer la qualité des abricots ?

La deuxième étape de cette étude consiste à appréhender la qualité des abricots marocains par l'analyse des marqueurs physicochimiques et biochimiques en tenant en compte les facteurs génotype et stade de maturation. L'étude a comme objectif d'analyser les phénomènes majeurs qui marquent l'évolution du fruit et déterminent sa qualité, à savoir :

- La dégradation des acides organiques et la synthèse des sucres solubles
- Le développement des pigments et le changement de la couleur
- L'évolution des composés phénoliques et de l'activité antioxydante
- La perte de la texture en relation avec la biochimie de la paroi cellulaire

L'analyse a été portée sur des accessions bien sélectionnées selon des critères agronomiques à savoir la période et la durée de la récolte, le nombre d'arbre par accession, le rendement, le calibre, la couleur et la saveur du fruit.

L'évaluation de la qualité de l'abricot nécessite de connaître la principale caractéristique du fruit, à savoir les sucres solubles et les acides organiques. La caractérisation des données sur les paramètres de la qualité ont mis en évidence la forte variabilité des caractéristiques des différents clones d'abricots étudiés, ainsi qu'entre leurs stades de maturité. Les valeurs de l'acidité totale étaient significativement inférieures à celles rapportées dans les littératures (Ali et al., 2011 ; Bianco et al., 2010 ; Egea et al., 2010). Alors que les valeurs de la teneur en solides solubles concordaient assez bien avec celles rapportées dans plusieurs études précédentes (Ruiz et al., 2005 ; Ali et al., 2011). En plus, tous les clones d'abricot analysés étaient riches en solides solubles (SS) avec des valeurs dépassant le minimum (10%) établi par les acheteurs de marché de l'Union européenne (R-EC n ° 112/2001). En accord avec ce résultat, certains auteurs ont rapporté que les génotypes d'abricot présentant une teneur en SS supérieure à 12°Brix étaient caractérisés par une excellente qualité gustative (Daza et al., 2008 ; Melgarejo et al., 2013). De plus, Ruiz et Egea (2008a, b) ont déclaré que la teneur en solides solubles était un attribut de qualité très important, influençant notamment le goût des fruits. Ces résultats montrent que les fruits de tous les clones d'abricot étudiés ont un bon goût.

L'analyse des acides organiques a montré que l'acide malique et l'acide citrique étaient identifiés comme les prédominants dans tous les clones étudiés, suivis des acides quinique, fumarique et ascorbique, respectivement. Ces résultats étaient en accord avec les études précédentes (Gurrieriet al., 2001 ; Campo et al., 2006 ; Akin et al., 2008 ; Durmaz et al., 2010 ; Melgarejo et al., 2013 ; Bae et al., 2014). Les teneurs en acides malique et citrique de la majorité

des clones étudiés étaient supérieures à celle rapportée par Schmitzer et al. (2011) et Melgarejo et al. (2013). Plusieurs études précédentes ont montré l'importance d'une teneur relativement élevée en acides organiques pour un goût de fruit équilibré et une fraîcheur attrayante. Sachant que les cultivars ayant une teneur élevée en acide citrique sont particulièrement appréciés (Stampar et al., 1999). En effet, la teneur en acides organiques est importante pour maintenir l'équilibre gustatif et que tout manque d'acide influence la qualité organoleptique du fruit (Neta et al., 2007). Cependant, les teneurs de l'acide quinique étaient également importantes dans les clones étudiés, en accord avec ceux précédemment rapportées par Hasib et al. (2002) et Bae et al. (2014) beaucoup plus élevés que ceux rapportés par Melgarejo et al. (2013) pour des abricots commercialement mûrs. L'acide quinique est le principal acide présent dans les fruits à un stade précoce de croissance, et il participe également à la biosynthèse du cycle aromatique et à l'effet antioxydant des fruits (Mitsuhashi et Davis, 1954). Bien que l'acide fumarique et l'acide ascorbique (vitamine C) soient quantifiés dans les clones d'abricots à faible concentration, la comparaison de leurs concentrations avec celles d'autres études (Hasib et al., 2002 ; Melgarejo et al., 2013 ; Bae et al., 2014) ont révélé que les abricots Marocains sont riches en acide fumarique et en particulier en vitamine C.

Une typologie basée sur les teneurs en acides organiques a permis de classer les clones en trois groupes selon leurs teneurs en acide malique, citrique et un troisième groupe des clones à de faibles teneurs. En effet, l'acide malique est connu pour sa douceur et son acidité persistante qui fonctionne bien avec les édulcorants de haute intensité, car son acidité persistante équilibre le goût sucré prolongé. En outre, il est connu pour sa capacité à améliorer les arômes de fruits. Bien que l'acide citrique soit connu pour son goût acidulé brillant (arôme d'agrumes) qui se dissipe rapidement, en particulier à maturation. (Neta et al., 2007). Nous avons également observé que la concentration en acides organiques et l'acidité totale des abricots diminuaient alors que le pH, le SS et l'IM augmentent avec la maturation. Des résultats similaires ont été rapportés dans des études précédentes (Ruiz et Egea, 2008b ; Hernández et al., 2010 ; Abidi et al., 2011 ; Goliás et al., 2011 ; Mratinic et al., 2011 ; et Melgarejo et al., 2013). Ceci explique l'impact de la maturation sur l'évolution des acides organiques dans les fruits de l'abricot. Cependant, une partie de ces changements peut être due à la conversion métabolique d'acides en sucres par la réaction de gluconéogenèse.

Cependant, une conversion des acides en sucres ne semblait pas avoir lieu jusqu'au stade mur, car la diminution des acides citrique ou malique n'était pas accompagnée d'une augmentation de la concentration de glucose et de fructose (responsable du changement des solides solubles). Au contraire, la perte d'acides organiques dans le fruit mûr semble être entièrement imputable à un phénomène de respiration (Halinska et Frenkel, 1991). Cela a été

confirmé dans notre étude sur la perception de la qualité sensorielle par le changement des sucres et des acides. Au cours de la maturation, les concentrations des acides organiques majeurs de l'abricot (malique et citrique) et des sucres solubles (glucose, fructose et saccharose) dépendaient plus de l'effet génotype que de l'effet maturation et ce n'était pas forcément d'une corrélation négative de dégradation/synthèse. Le saccharose était le sucre le plus dominant dans les abricots analysés, suivi par le glucose et le fructose. Les mêmes sucres et la même classification ont été déterminés précédemment dans d'autres génotypes d'abricot (Bureau et al., 2009 ; Mratinić et al., 2011 ; Caliskan et al., 2012 ; Le Bourvellec et al., 2018). En outre, nous avons trouvé que les acides organiques et les sucres soluble sont des composés biochimiques de base pour la perception sensorielle de l'abricot. Dans l'ensemble, les clones d'abricots analysés étaient caractérisés avec des bonnes propriétés sensorielles corrélées avec les teneurs en sucres et acides. Alors que le clone Cg 2 était le plus savoureux et caractérisé par un équilibre sucre / acide important. En effet, cet équilibre (qui s'appelle aussi Indice de la maturité IM) peut être un paramètre descriptif dans la sélection des cultivars pour des utilisations spécifiques des espèces de fruits, comme c'est déjà rapporté dans des études précédentes (Polat et Chalkan, 2008 ; Melgarejo et al., 2013).

En plus de l'effet de changement des acides organiques et des sucres, la maturation des abricots implique des modifications majeures des composants pigmentaires du fruit. En effet, les impacts de la maturation et du génotype étaient très significatifs sur l'évolution de la teneur des pigments. Une dégradation des composés chlorophylles (a et b) a été remarquée au cours de la maturation, s'accompagnait de la formation de chromoplastes lors de la maturation des fruits (Iglesias et al., 2008 ; Abaci et Asma, 2013).

La dégradation de la chlorophylle au cours de la maturation s'est produite parallèlement au développement et à l'accumulation d'autres pigments, tels que les caroténoïdes. Nous avons rapporté que le β -carotène était le principal pigment quantifié dans les abricots. Ce résultat concorde avec les études antérieures qui ont révélé une abondance de la β -carotène dans les fruits d'abricot (Munzuroglu et al., 2003, Zeb et Mehmood, 2004 ; Ruiz et al., 2005). Tous les clones étudiés sont également riches en provitamine A en comparant avec les résultats de Ruiz et al. (2005).

Les paramètres chromatiques CIELAB (L^* , a^* , b^* et H° C^*) ont révélé une bonne corrélation avec l'évolution des chlorophylles et des caroténoïdes et ils pourraient être utilisés pour prédire l'évolution des pigments dans l'abricot et par conséquent discriminer les stades de maturation. D'une part nous avons trouvé une corrélation positive entre L^* , H° et la teneur en chlorophylles cela montre que la clarté de la peau des fruits évolue parallèlement avec la teneur en chlorophylles. Et d'autre part, une forte corrélation positive ($r > 0,9$) entre a^* , b^* et C^* avec

les caroténoïdes totaux et négative avec les chlorophylles, cela indique l'importance de ces paramètres dans le suivi du développement de ces composés pigmentaires dans le contrôle de la maturation de l'abricot et la détermination du stade optimal pour la récolte.

En plus de sa teneur importante vitamine C, β -carotène et provitamine A, les abricots constituent une source considérable des composés phénoliques qui contribuent à son activité antioxydante. Quatre classes de composés phénoliques identifiés et un total de 9 composés individuels ont été quantifiées. Les composés phénoliques quantifiés comprennent les flavan-3-ols ((+)-catéchine et (-)-épicatéchine (monomères) et les procyanidines (polymères)), deux acides hydroxycinnamiques (acides 3-*O*-caffeoylquinique et 5-*O*-caffeoylquinique), deux flavonols (quercétine-3-*O*-rutinoside et quercétine-3-*O*-glucoside) et deux anthocyanes (cyanidine-3-*O*-glucoside et cyanidine-3-*O*-rutinoside). Ces groupes coïncident avec ceux trouvés auparavant dans d'autres génotypes d'abricots (Ruiz et al., 2005 ; Le Bourvellec et al., 2018) et dans d'autres fruits à noyaux (pêche et nectarine) (Tomas-Barberan et al., 2001 ; Tavarini et al., 2011). Parmi les groupes phénoliques identifiés, les procyanidines étaient la classe prédominante. En plus, le groupe flavan-3-ols et en particulier les procyanidines et la catéchine ont été les principaux contributeurs à la capacité antioxydante des abricots étudiés.

L'impact de maturation était très limité sur l'évolution des composés phénoliques par rapport aux acides organiques et aux caroténoïdes. Comme pour les pommes (Renard et al., 2007), ce faible impact de la maturité pourrait être dû à la synthèse de polyphénols au début du développement fruit, suivie d'une simple dilution au moment de la croissance du fruit. Cependant le génotype, en particulier la couleur de la peau et le calibre des fruits, a un effet significatif de telle sorte que les abricots rouges et orange présentaient des teneurs phénoliques significativement plus élevées et des activités antioxydantes importantes par rapport à celles des fruits clairs qui étaient de petites tailles. Cela confirme et complète le changement de la couleur et l'évolution des pigments (chlorophylles et caroténoïdes) des abricots. En effet, il a été noté que les fruits peuvent être séparés en trois groupes : les abricots clairs (Boum A2, Clone C et Agdez C2) ont été caractérisés avec des valeurs L * élevées et ils étaient riches en chlorophylles a et b. Les abricots de couleur orange (Marouch 4, Agdez LG1, Ab 5, Rtil 4) étaient riches en caroténoïdes et caractérisés par une couleur orange. Cependant, les deux clones rouges (Cg 2 et Mans 15) et le clone Marouch16 (orange intense) étaient les plus riches en caroténoïdes, en β -carotène et en provitamine A. Cela indique l'importance de la couleur du fruit d'abricot dans la détermination de sa composition en composés bioactifs (polyphénols et caroténoïdes), contributeurs à l'activité antioxydante de l'abricot.

Sur le plan physique, l'analyse des abricots marocains a montré que les zones tissulaires sont caractérisées avec des niveaux de fermeté différents, la zone du pédoncule représente la partie la plus ferme de la chair du fruit, suivie par la zone équatoriale et enfin la zone pistillaire. Ce résultat est en accord avec ce qu'a été rapporté dans l'étude de Ella Missang et al. (2012). En effet, l'abricot est caractérisé par une grande hétérogénéité de sa texture tissulaire (Ella Missang et al. 2012). Dans notre étude, les mesures ont été effectuées dans le tissu médian de trois différentes zones, ce qui apparaît assez homogène avec les cellules parenchymateuses typiques. L'analyse biochimique de la composition et l'évolution de la paroi cellulaire a mis en évidence son implication dans l'hétérogénéité de la texture entre les abricots analysés. Des rendements importants en matériaux de la paroi cellulaire ont été obtenus, élevés par rapport à ceux trouvés par Ella Missang et al. (2012), proches à ceux rapportés par Kurz et al. (2008) et inférieurs aux rendements obtenus par Femenia et al. (1998). Les compositions des matériaux ont été caractérisées par des quantités relativement élevées en acide uronique et glucose cellulosique. Ce résultat est en accord avec l'étude précédente de Ella Missang et al. (2012) qui ont analysé la composition en mono et polysaccharides de la paroi cellulaire des abricots. La même composition a été trouvée dans d'autres études antérieures sur la paroi cellulaire des abricots entiers (Femenia et al., 1998 ; Lahaye et al., 2014). L'arabinose, le galactose et le mannose étaient tous présents avec des concentrations plus élevées que celles rapportées par des études antérieures (Ella Missang et al., 2012 ; Lahaye et al., 2014). La présence de fucose, en plus de quantités relativement élevées de xylose, suggère la présence d'hémicelluloses composées de polymères de xyloglucane, découvertes récemment chez l'abricot (Liu et al., 2017). Ce monosaccharide se situait dans les gammes rapportées par d'autres auteurs (Femenia et al., 1998 ; Ella-Missang et al., 2012 ; Lahaye et al., 2014), mais inférieur à celles de Kurz et al (2008). Les degrés de méthylestérification étaient comparables à ceux trouvés par Lahaye et al. (2014). Femenia et al. (1998) ont observé une diminution de l'estérification méthylée des pectines durant la maturation des abricots, ce qui correspond à l'augmentation de l'expression génique des pectines méthylestérases et à l'activité enzymatique observée chez un grand nombre de fruits charnus (Brummell, 2006, Goulao et Oliveira, 2008).

Dans l'ensemble, la composition en sucre a permis de distinguer les différents clones d'abricot et légèrement entre les zones de la chair. Le xylose, l'arabinose, le mannose, le rhamnose et les acides uroniques ont montré des différences significatives entre les zones de chair appartenant au même clone. L'interaction zone*clone montre que la différence entre les concentrations en monosaccharides dépend du clone et de la zone de chair. Les clones d'abricot se sont révélés relativement riches en AIS par rapport aux données de la littérature, à l'exception du clone C et Agdez C2.

Des effets significatifs ont été également observés du clone, de la zone tissulaire, du stade de la maturation et leurs interactions sur la fermeté et l'activité des enzymes pectiques, à savoir pectinéméthylestérase (PME) et de la β -galactosidase. Les résultats globaux suggèrent que la maturation des abricots était coordonnée par les activités enzymatiques pectinolytiques. En effet, les activités de la pectine méthylestérase (PME) et de la β -galactosidase (β -gal) augmentaient au cours de la maturation alors que la fermeté de la chair des fruits diminuait. Des résultats similaires ont été trouvés dans des études précédentes (Golden et al., 1993 ; Lazan et al. 2004 ; Arancibia and Motsenbocker, 2004 ; Lohani et al., 2004 ; Deng et al., 2005 ; Abaci et al., 2014). Les clones d'abricot étaient caractérisés par de faibles valeurs d'activité de PME, par rapport à Abaci et al. (2014) qui ont constaté une différence significative d'activité enzymatique entre les fruits non mûrs et mûrs de six cultivars d'abricot. Des activités encore plus élevées ont été signalées chez d'autres cultivars d'abricot (Cardarelli et al. 2002 ; Botondi et al. 2003).

L'effet de la zone intra-fruit était différent en ce qui concerne les différents clones et stades de maturation : Pour la plupart des clones, les activités de la PME et la β -gal étaient plus élevées dans les zones du pistil et de l'équateur. Un résultat similaire a été trouvé par Ribas-Agustí et al. (2017) qui ont signalé une forte activité de PME au niveau de la zone du pistil. Cependant, des rapports antérieurs (Ali et al 1995, Smith et al., 2000 ; Wu et al., 2004 ; Gulzar et al., 2012 ; Ribas-Agustí et al., 2017) indiquent que les β -galactosidases pourraient être impliquées dans la modification de la structure des tissus et des polysaccharides de la paroi cellulaire de l'abricot, suggérant son rôle important dans le ramollissement.

Parmi les clones étudiés, Adez LG2, Boum A2 et Agdez C2 ont été caractérisés par une perte de fermeté entre M1 et M2, expliquée par une activité enzymatique élevée observée pour les stades de maturité.

À quel niveau la texture de l'abricot peut déterminer son aptitude à la transformation ?

En plus de son impact significatif trouvé sur la qualité de l'abricot, le changement de la texture représente un phénomène physique clé dans la transformation industrielle du fruit. En effet, notre objectif était d'appréhender l'aptitude variétale des abricots à la transformation industrielle, par l'analyse de leurs propriétés texturales, avant et après transformation, en tenant en compte les facteurs génotype et stade de maturation.

Nous avons étudié l'impact du traitement thermique en fonction du stade de la récolte des fruits de l'abricot sur une large gamme de cultivars française. Le suivi des propriétés texturales des fruits a clairement mis en évidence l'importance du choix variétal pour le type du procédé de transformation. La mesure de la texture par pénétration (par zone tissulaire des fruits frais et cuits) ou cisaillement (par lot de tranches de fruits cuits) a permis de trouver deux types de profils, l'un pour les fruits frais et l'autre pour les fruits cuits. Ces profils typiques de force / déplacement se retrouvent fréquemment dans d'autres fruits et légumes tels que la pomme (Costa, 2016), la carotte et le jicama (Nguyen et al., 2010).

Les effets des trois facteurs étudiés (cultivar, maturité et traitement thermique) sur la texture étaient très significatifs. L'impact de la cuisson était le plus dominant, suivi du stade de maturation et du cultivar. L'interaction entre la variété et la maturation ou la cuisson était significative mais plutôt faible. Cela indique que l'effet de la cuisson (et maturation) était différent pour les variétés étudiées, autrement dit la perte de la texture est influencée par le fond génétique. Les tests de comparaison multivariés ont permis de classer les cultivars en 7 groupes différents. Cela a exprimé l'énorme influence du génotype sur la texture de l'abricot. En effet, Vertige, Gaterie, Candide et Orangered étaient les variétés d'abricots les plus fermes avant et après le traitement thermique dans les deux stades de maturation, on peut donc s'attendre à ce qu'ils soient les cultivars les plus appropriés pour le processus industriel. En revanche, A3759, A5350, Elgat et Goldrich ne semblaient pas appropriés pour la transformation, étant les plus sensibles à la perte de texture pendant la cuisson. La mesure de la fermeté par pénétration au niveau des zones de la chair d'abricot a permis d'avoir une idée sur la texture fine des cultivars d'abricots. Cependant, il est apparu intéressant d'avoir une indication de la fermeté globale des fruits cuits, pour cela nous avons utilisé l'essai de cisaillement de Kramer, d'avantage liée à une évaluation industrielle. L'essai de cisaillement de Kramer a permis une autre classification des cultivars basée sur les valeurs de Wlim au stade M1, mais ce teste n'a pas permis de discriminer mieux entre les cultivars quels que soient les stades de maturation. Hargrand se distinguait par sa faible résistance au traitement thermique, tandis que les abricots de Candide et en particulier de

Orangered sont les plus résistants, donc les plus adaptés au traitement thermique dans les deux stades de maturation.

Une typologie issue d'une analyse hiérarchique basée à la fois sur le paramètre Wlim du test de pénétration sur fruit frais et cuit, sur le test de Kramer, et sur les 2 stades de maturation (M1, M2) a été effectuée. En effet, les cultivars ont été divisés en 3 groupes. Vertige est apparue seule, gardant une grande fermeté quel que soit le test de mesure de texture et le stade de maturation utilisés. Orangered, Candide, Bergarouge et Gaterie étaient dans le même groupe, et sont caractérisées par un haut niveau de fermeté et un impact de maturation important sur leur texture. Le troisième groupe regroupe les cultivars de faible fermeté, avec un fort impact de la maturation et du traitement thermique.

Ces résultats mettent en évidence que le test de poinçonnement sur tranche de fruit, sur une zone parenchymateuse spécifique (type tissulaire) et sur un axe orthogonal (transversal et non de l'épiderme aux tissus internes) a permis de discriminer les cultivars même s'ils ont des niveaux de fermeté globale similaires (du même stade de maturation). Le traitement thermique a conduit à une perte de texture marquée pour la plupart des variétés qui perdent plus de 50% de leur fermeté initiale dans le test de pénétration, entre les deux stades de maturation. Il a également provoqué un remaniement de l'échelle de texture des variétés d'abricot, car leur hiérarchie (typologie) après traitement thermique n'était pas totalement en accord avec celle observée sur les fruits frais, comme observé par Ella Missang et al. (2011) sur les abricots cuits à la vapeur ou Bourles et al. (2009) observés sur des pommes cuites sous vide. Les traitements thermiques ramollissent le tissu en diminuant la pression de turgescence (Greve et al., 1994), et en solubilisant les substances pectiques de la paroi cellulaire, qui séparent les cellules végétales (Van Buren, 1979).

La variabilité génétique et la variabilité phénotypique de l'abricot : quelle relation ?

La variabilité génétique observée entre les 92 génotypes étudiés pourrait être utilisée pour l'amélioration de la culture de l'abricot de point de vue potentiel génétique ainsi que dans le choix et la sélection des variétés. Les 10 abricots sélectionnés pour l'analyse phénotypique, et en plus de leurs performances de point de vue rendement, qualité organoleptique et période de maturation, appartiennent aux différents groupes sites géographiques à savoir Agdez, Boumalen, Er-Rich, INRAM, Groupe X. Ces groupes étaient caractérisés avec une variabilité importante montrée dans les analyses de la structure génétique et morphologique. En plus, les 10 génotypes analysés sont retrouvés classés différemment dans les deux populations de la structure génétique. Cela confirme d'une part le bon choix des caractéristiques organoleptiques hétérogènes de bases utilisées dans la sélection de ces génotypes et surtout la couleur, le calibre et la saveur entre les clones sélectionnés. Et d'autre part, l'importance de l'effet du génotype par rapport à l'effet géographique qui n'a pas vraiment influencé la qualité de l'abricot.

En plus, l'analyse de la variabilité phénotypique observée entre les 10 clones sélectionnés a permis de montrer que le génotype d'abricot a un impact significatif sur la qualité de l'abricot. En effet, au cours de la maturation, nous avons rapporté que l'effet génotype était significatif sur la baisse de la fermeté et l'acidité du fruit et également sur la synthèse des sucres, le développement des composés bioactifs du fruit à savoir les caroténoïdes et les composés. D'après les résultats obtenus, la couleur des génotypes est une caractéristique décisive dans la détermination de la qualité des abricots. Les abricots à peau rouge et orange étaient bien discriminés des abricots clairs. Plus que la couleur de surimpression (a^*) de la peau du fruit augmente plus sa teneur en sucres, en caroténoïdes et en composés polyphénols augmente et sa teneur en acides organiques et chlorophylles baisse. Et vice-versa pour les abricots clairs analysés. Les clones orange (en particulier Ab 5, Marouch 4, Marouch 16) et rouges (Mans 15, Cg 2) figurent en tête de liste des abricots analysés et caractérisés avec des teneurs en composés antioxydants importants et une meilleure qualité organoleptique : texture, arôme et équilibre sucre-acide. L'effet du génotype a été trouvé également plus important en comparant avec l'impact du traitement thermique sur la variabilité de la texture de l'abricot français au cours du procédé de pasteurisation. En effet, les changements de la texture de l'abricot dépendent principalement du génotype plutôt que du traitement thermique, des tissus de la chair ou du stade de maturation. Ce résultat a permis de sortir avec une typologie de variétés d'abricots selon leur aptitude à la transformation industrielle.

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Conclusion générale

Cette étude, réalisée en trois parties, sur les mécanismes responsables de l'évolution de la qualité et la transformation industrielle du fruit de l'abricot s'inscrit dans une optique de promotion de la qualité nutritionnelle des fruits et légumes pour une valorisation par les producteurs sur le marché en frais et industriel.

La première partie de ce travail, sur la caractérisation morphologique et génétique des abricots marocains en relation avec l'origine géographique, représente un point d'entrée important pour la poursuite des recherches et l'exploitation des ressources génétiques disponibles sur les abricots marocains. La variabilité observée entre les 92 géotypes pourrait être un atout pour améliorer la culture de l'abricot et permettre un développement durable dans l'espace et dans le temps du fruit par la sélection des nouveaux géotypes d'abricots. D'une part pour la prolongation de la saison des abricots au Maroc qui ne dépasse pas la première semaine du mois de juin. Et d'autre part, pour classer les géotypes et établir une typologie des abricots marocains selon leurs avantages pour une bonne exploitation et utilisation des fruits. Ce travail pourrait permettre d'élargir le géotype de l'abricot à l'échelle du bassin méditerranéen et d'établir une grande collection représentative de l'espèce.

La deuxième partie de ce travail s'appuie sur la caractérisation physicochimique et biochimique des accessions d'abricots bien sélectionnés en vue d'assurer la production d'un fruit de qualité, que ce soit pour la consommation en frais que pour la transformation industrielle. En effet, nous avons étudié la qualité des abricots en relation avec la diversité génétique, son évolution et ses contraintes en utilisant des marqueurs biochimiques permettant de comprendre et d'évaluer la qualité en fonction de différents facteurs intervenants, en particulier le géotype et le stade de maturation.

Des phénomènes majeurs qui marquent l'évolution de la qualité du fruit de l'abricot ont été étudiés, à savoir la dégradation des acides organiques et la biosynthèse des sucres, le développement des pigments et le changement de la couleur, l'évolution des composés phénoliques en relation avec l'activité antioxydante. Cette étude a permis de montrer que le choix variétal s'avère très important afin d'identifier celles qui sont les plus prometteuses. En effet, les cultivars oranges (en particulier Ab 5, Marouch 4, Marouch 16) et rouges (Mans 15, Cg 2) étaient caractérisés avec une meilleure qualité organoleptique et nutritionnelle avec des teneurs élevées en composés antioxydants. Les bonnes propriétés qualitatives de ces cultivars sélectionnés, ainsi que leurs caractéristiques associées à la saison de maturation, représentent certainement une nouvelle source génétique précieuse à développer pour améliorer la filière de l'abricot marocaine. La détermination de ces caractéristiques physico-chimiques et

fonctionnelles a fourni également des informations utiles pour l'évaluation de la qualité des fruits, une programmation efficace de la récolte par stade de maturation, l'aptitude à la valorisation et à la commercialisation des fruits de l'abricot.

La dernière partie de ce travail s'articule autour du changement physique et biochimique de la texture. Cette propriété physique qui influence en même temps la qualité du fruit et aussi l'aptitude à la transformation de l'abricot en différents produits. Sur le plan physique, l'approche utilisée nous a permis de sortir avec une classification des variétés d'abricots selon leur aptitude à la transformation industrielle. En effet, les cultivars testés présentaient différents degrés de sensibilité au traitement thermique. Les cultivars qui semblaient les mieux adaptés à la transformation, avec moins de perte de texture après cuisson, étaient Vertige et, dans une moindre mesure, Candide, Gaterie, Orangered et Bergarouge en relation avec leur stade de maturité.

Sur le plan biochimique, l'analyse de la composition et l'évolution de la paroi cellulaire a mis en évidence son implication dans l'hétérogénéité de la texture entre les abricots analysés. Nous avons montré que les parois des cellules de l'abricot contenaient des taux relativement élevés de sucres neutres tels que le glucose, l'arabinose, le xylulose et le galactose. En plus, la texture de l'abricot était trop hétérogène et largement dépendante des modifications biochimiques de la paroi cellulaire. En effet, au cours de la maturation, la fermeté diminue progressivement tandis que l'activité des enzymes pectinolytiques augmente.

Cette méthodologie d'analyse physique et biochimique de la texture de l'abricot nous a permis de mieux comprendre les phénomènes macro et microstructuraux sous-jacents impliqués dans la perte de texture, permettant ainsi de classer les abricots et déterminer une typologie variétale à base de la texture. Ce résultat ouvre la voie à l'étude des collections plus larges en exploitant la diversité génétique et mettre en évidence les propriétés texturales du fruit dans la détermination de la nature du traitement et de l'utilisation du fruit que ce soit pour le marché frais ou pour la transformation industrielle.

Perspectives

a) Aptitude des abricots marocains pour la transformation

Parmi les facteurs de fragilité du secteur de l'abricot au Maroc figure un assortiment variétal réduit, constitué pour 80% par une seule variété (Canino). A ce manque de diversité variétale s'ajoute une période de récolte généralement restreinte à un mois entre la variété la plus précoce et la plus tardive. L'industrie de transformation des abricots est influencée par ces deux facteurs, surtout par le non étalement dans le temps de la production, ce qui limite l'activité du

secteur à un mois au maximum.

Pour faire face à ces deux contraintes, les 10 géotypes d'abricots étudiés et en particuliers les clones orange (Ab 5, Marouch 4, Marouch 16) et rouges (Mans 15, Cg 2) représentent un matériel génétique de qualité que ce soit pour étaler la période de la production des abricots et aussi pour alimenter l'industrie de transformation en particulier la production des oreillons au sirop et la confiture. Pour cela, il est prévu de tester l'impact du processus industriel et en particulier le traitement thermique sur la texture des clones étudiés dans une logique de les classer selon leur aptitude à la transformation. Il s'agit d'un transfert de technologie appliquée par l'équipe SQPOV, sur l'adaptation des abricots au procédé de la pasteurisation, dans une optique de validation de la méthodologie et de collaboration.

b) Prédiction de l'évolution de la texture par des marqueurs biochimiques

L'une des perspectives à court terme de ce travail de thèse est l'identification de marqueurs biochimiques responsables de l'évolution de la texture des abricots.

Pour cela, une caractérisation et un suivi de l'acidité titrable (AT) et de la teneur des solides solubles (SS) voir une analyse de l'évolution de la composition biochimique de la paroi végétale des fruits fraîches et transformées est envisageable. En effet, pour quatre variétés d'abricots, Albert et al. (2017) ont rapporté que l'acidité titrable de l'abricot représente le prédicteur pertinent de la perte de la texture de l'abricot.

Dans notre étude, on va vérifier si cette prédiction est valable sur une diversité génétique plus large constituée de 23 variétés d'abricots. Les analyses physico-chimiques (texture et AT et SS) ont été déjà effectuées. En effet, une analyse de modélisation des ces données est au cours selon un modèle prédictif validé par l'unité SQPOV.

c) Vers un modèle simplifié du profil de la texture de l'abricot à des fins de typologie

Une deuxième analyse de modélisation des données globales de la texture dans les années 2013, 2014 et 2015 est prévue. Ce modèle intègre les résultats des trois années et rend compte des variations de la texture en fonction des facteurs influents, à savoir : le géotype, le stade de maturation, la zone tissulaire et le traitement thermique.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abaci, Z.T. et Asma, B.M. 2013. Examination of some physiological and biochemical changes based on ripening in fruits of different types of apricots. *Journal of Plant Sciences*, 1: 6–10.
- Abaci, Z.T. et Asma, B.M., 2014. Changes in some enzymatic parameters of six apricot cultivars during ripening. *Anadolu Journal of Agricultural Sciences*, 29 : 174 – 178.
- Abbal, P. et Planton, G. 1990. La mesure objective de la fermeté des fruits et légumes, un pénétromètre électronique automatique et programmable, le système Pénélaup. *Infos ctifl*, 62: 27-30.
- Abdi, N., McGlasson, W.B., Holford, P., Williams, M. et Mizrahi, Y. 1998. Responses of climacteric and suppressed-climacteric plums to treatment with propylene and 1-methylcyclopropene. *Postharvest Biology and Technology*, 14, 29–39.
- Ackermann, J., Fischer, M. et Amado R. 1992. Changes in sugars, acid and amino acids during ripening and storage of apples. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 40: 1131-1134.
- AFNOR, 2002. Analyse sensorielle. ISO 5492 1992: 380.
- AFNOR, 2002. Analyse sensorielle - Vocabulaire NF-X-50-109.
- 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.
- Albersheim, P., Darvill, A.G., O'Neill, M.A., Schols, H.A. et Voragen, A.G.J. 1996. An hypothesis: the same six polysaccharides are components of the primary cell walls of all higher plants. In: J. Visser and A.G.J. Voragen (Eds) *Pectins and Pectinases*, Elsevier Science, Amsterdam, pp. 47–55.
- Ali, Z.M., Armugam, S. et Lazan, H. 1995. β -Galactosidase and Its Significance in Ripening Mango Fruit. *Phytochemistry*, 38: 1109-1114.
- 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.
- Alkorta, I. 1998. Industrial applications of pectic enzymes: a review. *Process Biochemistry*, v. 33, n. 1, p. 21-28.
- Arancibia, R.A. et Motsenbocker, C.E. 2004. Pectin ultra-degradation decreases the force required to detach ripe fruit from the calyx in tabasco pepper. *Journal of the American Society for Horticulture Science*, 129: 642-648.
- Aranzana, M.J., Garcia-Mas, J., Carbo, J. et Arùs, P., 2002. Development and variability analysis of microsatellite markers in peach. *Plant Breed*, 121: 87-92.
- Archibald, R.D. et Melton, L.D. 1987. The anatomy of the fleshy pericarp of maturing Moorpark apricots, *Prunus armeniaca*. *New Zealand Journal of Botany*, 25: 181-184.
- Arumuganathan, K. et Earle, E.D. 1991. Nuclear DNA content of some important plant species. *Plant Molecular Biology Reporter*, 9: 208-218.
- Arnon, D.I. 1949. Copper enzymes in isolated chloroplasts. Polyphenoloxidase in *Beta vulgaris*. *Plant Physiology*, 24: 1-15.
- Arts, C.W., van de Putte, B. et Hollman, P.C.H. 2000. Catechin contents of foods commonly consumed in the Netherlands. 1. Fruits, vegetables, staple foods and processed foods. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48:1746–1751.
- Asma, B.M., Kan, T. et Birhanli, O. 2007. Characterization of promising apricot (*Prunus armeniaca* L.) genetic resources in Malatya, Turkey. *Genet Res Crop Evol* 54 : 205–212
- Asma, B.M. et Ozturk, K. 2005. Analysis of morphological, pomological and yield characteristics of some apricot germplasm in Turkey. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 52: 305–313.
- Atkinson, R.G., Sutherland, P.W., Johnston, S.L., Gunaseelan, K., Hallett, I.C., Mitra, D., Brummell, D.A., Schröder, R., Johnston, J.W. et Schaffer, R.J. 2012. Down-regulation of polygalacturonase1 alters firmness, tensile strength and water loss in apple (*Malus x domestica*) fruit. *BMC Plant Biology*, 12: 129.
- Aubert, C. et Chanforan, C. 2007. Postharvest changes in physicochemical properties and volatile constituents of apricot (*Prunus armeniaca* L.). Characterization of 28 cultivars.

- Journal of Agriculture and Food Chemistry, 55: 3074–3082.
- Aubert, C., Bony, P., Chalot, G. et Hero, V., 2010. Changes in physico-chemical characteristics and volatile compounds of apricot (*Prunus armeniaca* L. cv. Bergeron) during storage and postharvest maturation. Food Chemistry, 119: 1386-1398.
- Aubert, C., Gunata, Z., Ambid, C. et Baumes, R. 2003. Changes in physicochemical characteristics and volatile constituents of yellow- and white-fleshed nectarines during maturation and artificial ripening. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 51: 3083–3091.
- Audergon, J.M., Monestiez, P. et Habib, R. 1991. Sampling in fruit tree: a new concept applied to an apricot tree. Acta Horticulturae, 293 : 685–691.
- Audergon, J.M., Monestiez, P. et Habib, R. 1993. Spatial dependences and sampling in fruit tree: a new concept for spatial prediction in fruit studies. Journal of Horticultural Science, 68: 99–112.
- Awad, M.A. et De Jager A. 2002. Relationship between fruit nutrients and concentrations of flavonoids and chlorogenic acid in Elstar apple skin. Scientia Horticulturae, 92: 265- 276.
- Ayour, J., Sagar, M., Alfeddy, M.N., Taourirte, M. et Benichou, M., 2016. Evolution of pigments and their relationship with skin color based on ripening in fruits of different Moroccan genotypes of apricots (*Prunus armeniaca* L.). Scientia Horticulturae, 207: 168–175
- Ayour, J., Sagar, M., Harrak, H., Alahyane, A., Alfeddy, M.N., Taourirte, M. et Benichou, M. 2017. Evolution of some fruit quality criteria during ripening of twelve new Moroccan apricot clones (*Prunus armeniaca* L.). Scientia Horticulturae, 215: 72–79.
- Azodanlou, R., Darbellay, C., Luisier, J.L., Villettaz, J.C. et Amadò, R. 2003. Development of a model for quality assessment of tomatoes and apricots. Lebensmittel Wissenschaft Technologie, 36: 223–233.
- Badenes, M., Martínez-Calvo, J. et Llácer, G., 1998. Analysis of apricot germplasm from the European ecogeographical group. Euphytica, 102: 93–99.
- Bae, H., Yun, S.K., Jun, J.H., Yoon, I.K., Nam, E.Y. et Kwon, J.H. 2014. Assessment of organic acid and sugar composition in apricot, plumcot, plum, and peach during fruit development. Journal of Applied Botany and Food Quality, 87: 24 – 29.
- Bailey, C.H. et Hough, L.F. 1975. Apricots. In: Janick J, Moore JN (eds) Advances in Fruit Breeding. Purdue University Press, West Lafayette, Indiana, pp 367–384.
- Balta, F., Kaya, T., Yarılgaç, T., Kazankaya, A., Balta, M.F. et Koyuncu, M.A. 2002. Promising apricot genetic resources from the Lake Van Region. Genetic Resources and Crop Evolution, 49: 409-413.
- Barbeau, G. et El Bouami, A. 1980. Apricot Surveys in the southern Morocco. Fruits, 35: 115–122.
- Barnavon, L., Doco, T., Terrier, N., Ageorges, A., Romieu, C. et Pellerin, P. 2001. Involvement of pectin methyl-esterase during the ripening of grape berries: partial cDNA isolation, transcript expression and changes in the degree of methyl-esterification of cell wall pectins. Phytochemistry, 58: 693–701.
- Barnavon, L., T. Doco, N. Terrier, A. Ageorges, C. Tomieu and P. Pellerin. 2000. Analysis of cell wall neutral sugar composition, β -galactosidase activity and a related cDNA clone throughout the development of *Vitis vinifera* grape berries. Plant Physiology and Biochemistry, 38: 289–300.
- Barrett, D.M., Beaulieu, J.C. et Shewfelt, R. 2010. Color, flavor, texture, and nutritional quality of fresh-cut fruits and vegetables: desirable levels, instrumental and sensory measurement, and the effects of processing. Critical Reviews in Food Science and Nutrition, 50: 369–389.
- Barrios-Masias, F.H. et Jackson, L.E. 2014. California processing tomatoes: morphological, physiological and phenological traits associated with crop improvement during the last 80 years. European Journal of Agronomy, 53: 45–55.

- Bassi, D. et Selli, R. 1990. Evaluation of fruit quality in peach and apricot. *Advances in Horticultural Science*, 4: 107–112.
- Bassi, D., Bartolozzi, F. et Muzzi, E. 1996. Patterns and heritability of carboxylic acids and soluble sugars in fruits of apricot (*Prunus armeniaca* L.). *Plant Breeding*, 115: 67–70.
- Berardinelli, A., Cevoli, C., Silaghi, F.A., Fabbri, A., Ragni, L., Giunchi, A. et Bassi, D. 2010. FT-NIR spectroscopy for the quality characterization of apricots (*Prunus armeniaca* L.). *Journal of Food Science*, 75: E462–E468.
- Bernadette, L., Bouchard-Aerts, V. 2013. Agreste Conjoncture, Fruits, Abricot – n°1/4, mai 2013, Potentiel de production inférieur à celui de 2012, [en pdf], disponible sur : <http://agreste.agriculture.gouv.fr/IMG/pdf/conjinfofru201305abri.pdf>. Consulté le 06.06.2013.
- Bianco, R.L., Farina, V., Indelicato, S.G., Filizzola, F. et Agozzino, P. 2010. Fruit physical, chemical and aromatic attributes of early, intermediate and late apricot cultivars. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 90: 1008–1019.
- Blanco, P., Sieiro, C. et Villa, T.G. 1999. Production of pectic enzymes in yeasts. *FEMS Microbiol Lett*, 175: 1–9.
- Blumenkrantz, N. et Asboehansen, G. 1973. New method for quantitative determination of uronic acids. *Analytical Biochemistry*, 54: 484–489.
- Bolin, H.R., Stafford, A.E. 1974. Effect of processing and Storage on provitamin A and vitamin C in apricots. *Journal of Food Science*, 39: 1034–1036.
- Bollard, E. G. 1970. The physiology and nutrition of developing fruits. In: *The biochemistry of fruits and their products* (Hulme, A. C., Ed.). Academic Press, London and New York, 387–425.
- Bonnin, E., Le Goff, A., Körner, R., Vigouroux, J., Roepstorff, P. et Thibault, J.-F. 2002. Hydrolysis of pectins with different degrees and patterns of methylation by the endopolygalacturonase from *Fusarium moniliforme*. *Biochimica et Biophysica Acta*, 1596 : 83–94.
- Botondi, R., Crisa, A., Massantini, R., Mencarelli, F. 2000. Effects of low oxygen short-term exposure at 15 °C on postharvest physiology and quality of apricots harvested at two ripening stages. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 75: 202–208.
- Botondi, R., DeSantis, D., Bellincontro, A., Vizovitis, K. et Mencarelli, F. 2003. Influence of ethylene inhibition by 1-methylcyclopropene on apricot quality, volatile production, and glycosidase activity of low- and high-aroma varieties of apricots. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51: 1189–1200.
- Bourguiba, B., Khadari, B., Krichen, L., Trifi-Farah, N., Santoni, S. et Audergon, J.M. 2010. Grafting versus seed propagated apricot populations: two main gene pools in Tunisia evidenced by SSR markers and model-based Bayesian clustering. *Genetica*, 138:1023–1032.
- Bourguiba, H., Audergon, J.M., Krichen, L., Trifi-Farah, N., Mamouni, A., Trabelsi, S., Khadari, K. 2012a. Genetic diversity and differentiation of grafted and seed propagated apricot (*Prunus armeniaca* L.) in the Maghreb region. *Scientia Horticulturae*, 142: 7–13.
- Bourguiba, H., Audergon, J.M., Krichen, L., Trifi-Farah, N., Mamouni, A., Trabelsi, S., D'Onofrio, C., Asma, B.M., Santoni, S. et Khadari, B. 2012b. Loss of genetic diversity as a signature of apricot domestication and diffusion into the Mediterranean Basin. *BMC Plant Biology*, 12: 49.
- Bourguiba, H., Khadari, B., Krichen, L., Trifi-Farah, N., Mamouni, A., Trabelsi, S., et Audergon, J.M. 2013. Genetic relationships between local apricot germplasm in North Africa and recent introduced varieties. *Scientia Horticulturae*, 152: 61–69.
- Bourles, E., Mehinagic, E., Courthaudon, J.L. et Jourjon, F. 2009. Impact of vacuum cooking process on the texture degradation of selected apple cultivars. *Journal of Food Science*, 74: 512–518.
- Bourne, M.C. 2002. *Food texture and viscosity, concept and measurement*, 2nd edition. London,

Academic Press.

- Box, G.E.P., Hunter, W.G. et Hunter, J. S. 1978. Statistics for experimenters, an introduction to design, data analysis, and model building." Eds Wiley J. et Sons, New York, p 319.
- Brahem, M., Eder, S., Renard, C.M.G.C., Loonis, M., Ouni, R., Messaoud, M. et Le Bourvellec, C. 2017. Characterization and quantification of fruit phenolic compounds of European and Tunisian pear cultivars. *Food Research International*, 95: 125-133.
- Brahem, M., Renard, C.M.G.C., Gouble, B., Bureau, S. et Le Bourvellec, C. 2017. Characterization of tissue specific differences in cell wall polysaccharides of ripe and overripe pear fruit. *Carbohydrate Polymers*, 156:152–164.
- Brand-Williams, W., Cuvelier. M. E., & Berset, C. 1995. Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *Lebensmittel-Wissenschaft und Technologie*, 28: 25–30.
- Bruhn, C. M., Feldman, N., Garlitz, C., Harwood, J., Ivans, E., & Marshall, M. (1991). Consumer perceptions of quality: Apricots, cantaloupes, peaches, pears, strawberries and tomatoes. *Journal of Food Quality*, 14, 187e195.
- Brummell, D.A., Harpster, M.H, Civello, P.M., Palys, J.M., Bennett, A.B. et Dunsmuir, P. 1999. Modification of expansin protein abundance in tomato fruit alters softening and cell wall polymer metabolism during ripening. *The Plant Cell* 11: 2203–2216.
- Brummell, D.A. et Harpster, M.H. Cell Wall Metabolism in Fruit Softening and Quality and Its Manipulation in Transgenic Plants. 2001. *Plant Molecular Biology*. 47: 311-340.
- Brummell, D.A., Dal Cin, V., Crisosto, C.H. et Labavitch, J.M. 2004. Cell wall metabolism during maturation, ripening and senescence of peach fruit. *Journal of Experimental Botany*, 55: 2029–2039.
- Brummell, D. A. 2006. Cell wall disassembly in ripening fruit. *Functional Plant Biology*, 33: 103–119.
- Bureau, S., Chahine, H., Gouble, B., Reich, M., Albagnac, G., et Audergon, J. M. 2006. Fruit ripening of three contrasted apricot varieties: Physical, physiological and biochemical changes. *Acta Horticulturae*, 701 : 511–514.
- Bureau, S., Renard, C.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.
- Cardarelli, M., Botondi, R., Vizovitis, K. et Mencarelli, F. 2002. Effects of exogenous propylene on softening, glycosidase, and pectinmethylesterase activity during postharvest ripening of apricots. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 50: 1441–1446.
- Caffall, K.H. et Mohnen, D. 2009. The structure, function, and biosynthesis of plant cell wall pectic polysaccharides. *Carbohydrate Research*, 344: 1879–1900.
- Caliskan, O., Bayazit, S., Sumbul, A. 2012. Fruit quality and phytochemical attributes of some apricot (*Prunus armeniaca* L.) cultivars as affected by genotypes and seasons. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, 40: 284-294.
- Claypool, L.L. 1974. Apricot softening: a problem of the canned fruit. *California Agriculture*, 28: 4–7.
- Campbell, O.E. et Padilla-Zakour, O.I. 2013. Phenolic and carotenoid composition of canned peaches (*Prunus persica*) and apricots (*Prunus armeniaca* L.) as affected by variety and peeling. *Food Research International*, 54: 448-455.
- Campbell, O. E., Merwin, I.A. et Padilla-Zakour, O.I. 2013. Characterization of the effect of maturity at harvest on the phenolic and carotenoid content of northeast USA Apricot (*Prunus armeniaca* L.) varieties. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 61: 12700-12710.
- Campo, G.D., Berregi, I., Caracena, R. et Santos, J.I. 2006. Quantitative analysis of malic and citric acids in fruit juices using proton nuclear magnetic resonance spectroscopy. *Analytica Chimica Acta*, 556: 462–468.
- Cardarelli, M., Botondi, R., Vizovitis, K. et Mencarelli, F. 2002. Effects of exogenous propylene on softening, glycosidase, and pectinmethylesterase activity during postharvest ripening of

- apricots. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50: 1441–1446.
- Carpita, N.C. et Gibeaut D.M. 1993. Structural models of primary cell walls in flowering plants: consistency and molecular structure with the physical properties of the walls during growth. *Plant Journal*, 3 : 1-30.
- Carpita, N. et McCann, M. 2000. The cell wall. In *Biochemistry and Molecular Biology of Plants* (Buchanan, B.B., Gruissem, W. and Jones, R.L., eds). Rockville, MD: American Society of Plant Physiologists, pp. 52–108.
- Carrington, C.M.S., Greve, L.C. et Labovitch, J.M. 1993. Cell wall metabolism in ripening fruit. VI. Effect of the antisense polygalacturonase gene on cell wall changes accompanying ripening in transgenic tomatoes. *Plant Physiology*, 3: 429-434.
- Cassab, G.I. 1998. Plant cell wall proteins. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 49,281–309.
- Chairote, G., Rodriquez, F., Seck, S. et Crouzet, J. 1981. Characterization of additional volatile flavor components of apricot. *Journal of Food Science*, 45: 1898.
- Chahine, H., Gouble, B., Audergon, J.M., Souty, M., Albagnac, G., et Jacquemin, G. 1999. Effect of ethylene on certain quality parameters of apricot fruit (*Prunus armeniaca*, L.) during maturation and postharvest evolution. *Acta Horticulturae*, 488: 577–584.
- Chassagne, D., Boulanger, R. et Crouzet, J. 1999. Enzymatic hydrolysis of edible *Passiflora* fruit glycosides. *Food Chemistry*, 66 : 281–288.
- Chen, F., Zhang, L., An, H., Yang, H., Sun, X., Liu, H. et Li, L. 2009. The nanostructure of hemicellulose of crisp and soft Chinese cherry (*Prunus pseudocerasus* L.) cultivars at different stages of ripeness. *LWT Food Science and Technology*, 42: 125–130
- Chong, J., Lai, S. et Yang, H. 2015. Chitosan combined with calcium chloride impacts fresh-cut honeydew melon by stabilising nanostructures of sodium carbonate-soluble pectin. *Food Control*, 53, 195–205.
- Christen, D., Rossier, J., Evéquo, C., Nicollier, G. et Rey-Siggen, J. 2011. Sensory evaluation of apricot cultivars. *Revue Suisse de viticulture arboriculture horticulture*, 43: 152-159.
- Cipriani, G., Lot, G., Huang, W.G., Marrazzo, M.T., Peterlunger, E. et Testolin, R. 1999. AC/GT and AG/CT microsatellite repeats in peach [*Prunus persica* (L) Batsch]: isolation, characterisation and cross-species amplification in *Prunus*. *Theoretical and Applied Genetics*, 99: 65–72.
- Cosgrove, D.J. 2000a. Expansive growth of plant cell walls. *Plant Physiology and Biochemistry*, 38: 109–124.
- Cosgrove, D.J. 2000b. New genes and new biological roles for expansins. *Curr. Opin. Plant Biology*, 3: 73–78.
- Costa, F. 2016. Mechanical investigation to assess the peel contribution in apple fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 111: 41-47.
- Daas, P.J.H. 1999. Investigation of the non-esterified galacturonic acid distribution in pectin with endopolygalacturonase. *Carbohydrate Research*, 318: 135-145.
- Dagnelie, P. 1988. *Théorie et méthodes statistiques vol. 1. 6ème Réimpression*, Presse agronomique de Gembloux.
- Daza, A., García-Galavís, P.J., Grande, M. et Santamaría, C. 2008. Fruit quality parameters of ‘Pioneer’ Japanese plums produced on eight different rootstocks. *Scientia Horticulturae*.118: 206–211.
- Defilippi, B.G., Juan, W.S., Valdés, H., Moya-León, M.A., Infante, R. et CamposVargas, R. 2009. The aroma development during storage of Castlebrite apricots as evaluated by gas chromatography, electronic nose, and sensory analysis. *Postharvest Biology and Technology*, 51: 212-219.
- De-Kok, L. et Graham, M. 1989. Levels of pigments, soluble proteins, amino acids and sulfhydryl compounds in foliar tissue of *Arabidopsis thaliana* during dark induced and natural senescence. *Plant Physiology and Biochemistry*, 27: 203–209.
- De Martino, G., Massantini, R., Botondi, R. et Mencarelli, F. 2002. Temperature affects impact

- injury on apricot fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 21: 331–339.
- Deng, Y., Wu, Y. et Li, Y. 2005. Changes in firmness, cell wall composition and cell wall hydrolases of grapes stored in high oxygen atmospheres. *Food Research International*, 38: 769–776.
- Derail, C., Hofmann, T. et Schieberle, P. 1999. Differences in key odorants of handmade juice of yellow-flesh peaches (*Prunus persica* L.) induced by the the workup procedure. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47: 4742–4745.
- De Vicente, M.C., Truco, M.J., Egea, J., Burgos, L. et Arus, P. 1998. RFLP variability in apricot (*Prunus armeniaca* L.). *Plant Breeding*, 117: 153–158
- Dirlewanger, E., Cosson, P., Tavaud, M., Aranzana, M.J., Poizat, C., Zanetto, A., Arús, P. et Laigret, F. 2002. Development of microsatellite markers in peach [*Prunus persica* (L.) Batsch] and their use in genetic diversity analysis in peach and sweet cherry (*Prunus avium* L.). *Theoretical and Applied Genetics*, 105: 127–138.
- Dolenc-Sturm, K., Stampar, F. et Usenik, V. 1999. Evaluating of some quality parameters of different apricot cultivars using HPLC method. *Acta Aliment*, 28: 297–309.
- Dondini, L., Lain, O., Geuna, F., Banfi, R., Gaiotti, F., Tartarini, S., Bassi, D. et Testolin, R. 2007. Development of a new SSR based linkage map in apricot and analysis of synteny with existing *Prunus* maps. *Tree Genetics and Genomes*, 3: 239–249.
- Dragovic-Uzelac, V., Pospisil, J., Levaj, B. et Delonga, K. 2005. The study of phenolic profiles of raw apricots and apples and their purees by HPLC for the evaluation of apricot nectars and jams authenticity. *Food Chemistry*, 91: 373–383.
- 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.
- Drogoudi, P.D., Vemmos, S., Pantelidis, G., Petri, E., Tzoutzoukou, C. et Karayiannis, I. 2008. Physical characters and antioxidant, sugar and mineral nutrient contents in fruit from 29 apricot (*Prunus armeniaca* L.) cultivars and hybrids. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 56: 10754–10760.
- Dubois, M., Gilles, K.A., Hamilton, J.K., Rebers, P.A. et Smith, F. 1956. Colorimetric method for determination of sugars and related substances. *Analytical Chemistry* 28: 350-356.
- Durmaz, G, Çam, M., Kutlu, T. et Hişil, Y. 2010. Some physical and chemical changes during fruit development of five common apricot (*Prunus armeniaca* L.) cultivars. *Food Science and Technology Research*, 16: 71–78.
- Duvetter, T., Sila, D.N., Van Buggenhout, S., Jolie, R., Van Loey, A. Hendrickx, M. 2009. Pectins in processed fruit and vegetables: part I-stability and catalytic activity of pectinases. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 8: 75–85.
- Earl, D.A. et Von Holdt, B.M. 2011. Structure harvester: a website and program for visualizing structure output and implementing the Evanno method. *Conservation Genetics Resources*, 4: 359-361.
- Ella Missang, C., Maingonnat, J.F., Renard, C.M.G.C. et Audergon, J.M. 2011. Texture variation in apricot: Intra-fruit heterogeneity. impact of thinning and relation with the texture after cooking. *Food Research International*, 44 : 46-53.
- Ella Missang, C., Maingonnat, J.F., Renard, C.M.G.C. et Audergon, J.M. 2012. Apricot cell wall composition: Relation with the intra-fruit texture heterogeneity and impact of cooking. *Food Chemistry*, 133: 45-54.
- Emons, A.M.C. et Mulder, B.M. 1998. The making of the architecture of the plant cell wall: how cells exploit geometry. *Proceedings of the National Academy of Sciences, USA*, 95: 7215–7219.
- Englyst, H., Wiggins. H. et Cummings. J. 1982. Determination of the non-starchpolysaccharides in plant foods by gas-liquid chromatography of constituent sugars as alditol acetates. *Analyst*, 107: 307–318.
- Erdogan, D., Guner, M., Dursun, E. et Gezer, I. 2003. Mechanical harvesting apricots.

- Biosystems Engineering, 85 : 19–28.
- Evanno, G., Regnaut, S. et Goudet, J. 2005. Detecting the number of clusters of individuals using the software structure: a simulation study. *Molecular Ecology*, 14: 2611-2620.
- Excoffier, L., Smouse, P.E. et Quattro, J.M. 1992. Analyses of molecular variance inferred from metric distances among DNA haplotypes: application to human mitochondrial DNA restriction data. *Genetics*, 131: 479-491.
- Fan, X., Zhao, H., Wang, X., Cao, J. et Jiang, W. 2017. Sugar and organic acid composition of apricot and their contribution to sensory quality and consumer satisfaction. *Scientia Horticulturae*, 225 : 553–560.
- FAOSTAT, 2013. <http://www.fao.org/ag/agp/resource/product.html>
- FAOSTAT, 2016. <http://faostat.fao.org>
- Femenia, A., Sanchez, E.S., Simal, S. et Rosello, C. 1998. Developmental and ripening-related effects on the cell wall of apricot (*Prunus armeniaca*) fruit. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 77: 487-493.
- Fisher, R.A. 1954. *Statistical Methods for Research Workers*. Oliver & Boyd, London.
- Forni, E., Torreggiani, D., Battiston, P. et Polesello, A. 1986. Research into changes of pectic substances in apricots and peaches processed by osmotic dehydration. *Carbohydrate Polymers*, 6: 379–393.
- French, A., Kader, A.A. et Labavitch, J.M. 1989. Softening of canned apricots: A chelation hypothesis. *Journal of Food Science*, 54: 86.
- Fry, S.C. 1995. Polysaccharide-modifying enzymes in the plant cell wall. *Annual review of plant physiology and plant molecular biology*, 46: 497–520.
- Gardner, P.T., White, T.A., McPhail, D.B. et Duthie, G.G. 1966. The relative contributions of vitamin C, carotenoids and phenolics to the antioxidant potential of fruit juices. *Food Chemistry*, 68: 471–474.
- Gardner, W.H. 1966. *Food Acidulants*. p. 44. Allied Chemical Corporation, New York.
- Gatti, E., Defilippi, B.G., Predieri, S. et Infante, R. 2009. Apricot (*Prunus armeniaca* L.) quality and breeding perspectives. *Journal of Food, Agriculture et Environnement*, 7: 573-580.
- Gill, M.I., Tomás-Barberán, F.A., Hess-Pierce, B. et Kader, A.A. 2002. Antioxidant capacities, phenolic compounds, carotenoids and vitamin C contents of nectarine, peach and plum cultivars from California. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50: 4976-4982.
- Giovannoni, J.J., DellaPenna, D., Bennett, A.B. et Fischer, R.L. 1989. Expression of a chimeric polygalacturonase gene in transgenic rin (ripening inhibitor) tomato fruit results in polyuronide degradation but not fruit softening. *Plant Cell*, 1, 53-63.
- Glew, R.H., Ayaz, F.A., Millson, M., Huang, H.S., Chuang, L.T., Sanz, C. et Golding, J.B. 2005. Changes in sugars, acids and fatty acids in naturally parthenocarpic date plum persimmon (*Diospyros lotus* L.) fruit during maturation and ripening. *European Food Research and Technology*, 221: 113-118.
- Gokbulut, I. and Karabulut, I. 2012. SPME-GC-MS detection of volatile compounds in apricot varieties. *Food Chemistry*, 132, 1098–1102.
- Golden, K.D., John, M. A. et Kean, E.A. 1993. β -Galactosidase from *Coffea arabica* and its role in fruit Ripening. *Phytochemistry*, 34: 355-360.
- Goliás, J., Létal, J. et Dokoupil, L. 2011. Influence of maturity on volatile production and chemical composition of fruits of six apricot cultivars. *Journal of Applied Botany and Food Quality*, 84: 76–84.
- Gomez, M., Lajolo, F. et Cordenunsi, B. 2002. Evolution of soluble sugars during ripening of papaya fruit and its relation to sweet taste. *Journal of Food Science*, 67: 442-447.
- Gouble, B., Grotte, M., Reling, P., Bureau, S. et Audergon, J.M. 2010. An easy and reliable test to define apricot maturity. *Acta Horticulturae*, 862: 539-542.
- Goulao, L.F. et Oliveira, C.M. 2008. Cell wall modifications during fruit ripening: When a fruit is not the fruit. *Trends in Food Science and Technology*, 19: 4–25.
- Greger, V. et Schieberle, P. 2007. Characterization of the key aroma compounds in apricots

- (*Prunus armeniaca*) by application of the molecular sensory science concept. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55 : 5221–5228.
- Greve, L.C., Shackel, K.A., Ahmadi, H., McArdle, R.N., Gohlke, J.R. et Labavitch, J.M. 1994. Impact of heating on carrot firmness : Contribution of cellular turgor. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 42 : 2896-2899.
- Grimplet, J. 2004. *Génomique Fonctionnelle Et Marqueurs De Qualité Chez l'abricot*. Toulouse : Institut National Polytechnique De Toulouse. Thesis Statement., pp. 253p.
- Gross, K.C. 1983. Changes in free galactose, myo-inositol and other monosaccharides in normal and non-ripening mutant tomatoes. *Phytochemistry*, 22 : 1137–1139.
- Guesne, N. 1997. *Elaboration de la qualité des fruits chez l'abricotier influence de la nature génétique de la variété et de son état de maturité*. Val de Reuil : Ecole Supérieure d'Ingénieurs et de Techniciens Pour l'Agriculture, stage. 35p.
- Guillot, S., Peytavi, L., Bureau, S., Boulanger, R., Lepoutre, J.P., Crouzet, J. et Schorr-Galindo, S. 2006. Aroma characterization of various apricot varieties using headspace-solid phase microextraction combined with gas chromatography–mass spectrometry and gas chromatography–olfactometry. *Food Chemistry*, 96 : 147–155.
- Guerriero, R., Lomi, F. et D'Onofrio, C. 2006. Influence of some agronomic and ecological factors on the constancy of expression of some descriptive characters included in the UPOV apricot descriptor list. *Acta Horticulturae*, 717: 51–54.
- Gurrieri, F., Audergon, J.M., Albagnac, G. et Reich, M. 2001. Soluble sugars and carboxylic acids in ripe apricot fruit as parameters for distinguishing different cultivars : use of principal component analysis to characterize apricot fruit quality. *Euphytica*, 117 : 183–189.
- Guis, M., Botondi, R., Ben-Amorn M., Ayub, R., Bouzayen, M., Pech, J.C. et Latché, A. 1997. Ripening-associated biochemical traits of cantaloupe charentais melons expressing an antisense ACC oxidase transgene. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 122: 748-751.
- Gulzar, S. et Amin, S. 2012. Kinetic studies on β -Galactosidase isolated from apricots (*Prunus armeniaca* kaisa). *American Journal of Plant Sciences*, 3: 636-645.
- Guyot, S., Marnet N., Laraba D., Sanoner P. et Drilleau J.-F 1998. "Reversed-phase HPLC following thiolysis for quantitative estimation and characterization of the four main classes of phenolic compounds in different tissue zones of French cider apple variety (*malus domestica* var Kermerrien)." *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46: 1698-1705.
- Guyot, S., Marnet, N. et Drilleau, J.F. 2001. Thiolysis-HPLC characterization of apple procyanidins covering a large range of polymerization states. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49: 14–20.
- Gwanpua, S.G., Van Buggenhout, S., Verlinden, B.E., Christiaens, S., Shpigelman, A., Vicent, V., Kermani, Z.J., Nicolai, B.M., Hendrickx, M. et Geeraerd, A. 2014. Pectin modifications and the role of pectin-degrading enzymes during postharvest softening of Jonagold apples. *Food Chemistry*. 158: 283–291.
- Hagen, L., Khadari, B., Lambert, P., Audergon, J.M. 2002. Genetic diversity in apricot revealed by AFLP markers: species and cultivars comparisons. *Theoretical and Applied Genetics*, 105: 298-305.
- Hagen, L.S., Chaib, J., Fady, B., Decroocq, V., Bouchet, J.P., Lambert, P. et Audergon, J.M. 2004. Genomic and cDNA microsatellites from apricot (*Prunus armeniaca* L.). *Molecular Ecology Notes*, 4: 742–745.
- Haciseferogullari, H., Gezer, I., Ozcan, M. M. et Asma, B. M. 2007. Postharvest chemical and physical-mechanical properties of some apricot varieties cultivated in Turkey. *Journal of Food Engineering*, 79: 364–373.
- Hamrick, J.L. 1987. Gene flow distribution of genetic variation in plant populations. In: Urbanska K. (ed.), *Differentiation Patterns in Higher Plants*. Academic Press, New York, USA, pp. 53–57.

- Handford, M.G, Baldwin, T.C., Goubet, F., Prime, T.A., Miles, J., Yu, X. et Dupree, P. 2003. Localisation and characterisation of cell wall mannan polysaccharides in *Arabidopsis thaliana*. *Planta*, 218: 27–36.
- Harker, F.R., Stec, M.G.H., Hallett, I.C. et Bennett, C.L. 1997. Texture of parenchymatous plant tissue: a comparison between tensile and other instrumental and sensory measurements of tissue strength and juiciness. *Postharvest Biology and Technology*, 11: 63-72.
- Hasib, A., Jaouad, A., Mahrouz, M., et Khouili, M. 2002. HPLC determination of organic acids in Moroccan apricot. *Ciencia y Tecnología Alimentaria*, 4: 207–211.
- Haudry, A., Cenci, A., Ravel, C., Bataillon, T., Brunel, D., Poncet, C., Hochu, I., Poirier, S., Santoni, S., Glémin, S. et David, J. 2007. Grinding up wheat: a massive loss of nucleotide diversity since domestication. *Molecular Biology and Evolution*, 24:1506–1517.
- He, T.M., Chen, X.S., Xu, Z., Gao, J.S., Lin, P.J., Liu, W. et Liang, Q. 2007. Using SSR markers to determine the population genetic structure of wild apricot (*Prunus armeniaca* L.) in the Ily Valley of West China. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 54: 563–572.
- Hegde, S. et Maness, N.O. 1996. Sugar composition of pectin and hemicellulose extracts of peach fruit during softening over two harvest seasons. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 121: 1162–1167.
- Hegedus, A., Engel, R., Abranko, L., Balogh, E., Blazovics, A., Herman, R., Halasz, J., Ercisli, S., Pedryc, A. et Stefanovits-Banyai, E. 2010. Antioxidant and antiradical capacities in apricot (*Prunus armeniaca* L.) fruits: variations from genotypes years, and analytical methods. *Journal of Food Science*, 75: C722–C730.
- Hernandez, Y., Lobo, M.G. et Gonzalez, M. 2009. Factors affecting sample extraction in the liquid chromatographic determination of organic acids in papaya and pineapple. *Food Chemistry*, 114: 734–741.
- Hernández, F., Pinochet, J., Moreno, M.A., Martínez, J.J. et Legua, P. 2010. Performance of *Prunus* rootstocks for apricot in Mediterranean conditions. *Scientia Horticulturae*. 124: 354–359.
- Hormaza, J.I. 2001. Identification of apricot (*Prunus armeniaca* L.) genotypes using microsatellite and RAPD markers. *Acta Horticulturae*, 546: 209–215.
- Hormaza, J.I. 2002. Molecular characterization and similarity relationships among apricot (*Prunus armeniaca* L.) genotypes using simple sequence repeats. *Theoretical and Applied Genetics*, 104: 321-328.
- Hormaza, I.J., Yamane, H. et Rodrigo, J. 2007. Apricot. In: Kole C (ed.): *Genome Mapping and Molecular Breeding in Plants*. Vol. 4. Fruits and Nuts. Springer Verlag, Berlin- Heidelberg, pp. 171–187.
- Hortensteiner, S., 2006. Chlorophyll degradation during senescence. *Annual Review of Plant Biology*, 57: 55–77.
- Huang, W.G., Cipriani, G., Morgante, M. et Testolin, R. 1998. Microsatellite DNA in *Actinidia chinensis*: isolation, characterisation, and homology in related species. *Theoretical and Applied Genetics*, 97: 1269–1278.
- Hubbard, N.L. et Pharr, O.M. 1992. Developmental changes in carbohydrate concentration and activities of sucrose metabolizing enzymes in fruits of two *Capsicum annuum* L. genotypes. *Plant Science*, 86: 33-39.
- Hussain, P.R., Chatterjee, S., Variyar, P.S., Sharma, A., Dar, M.A. et Wani, A.M. 2013. Bioactive compounds and antioxidant activity of gamma irradiated sun-dried apricots (*Prunus armeniaca* L.). *Journal of Food Composition and Analysis*, 30: 59–66.
- Hyten, D.L., Song, Q., Zhu, Y., Choi, I.Y., Nelson, R.L., Costa, J.M., Specht, J.E., Shoemaker, R.C. et Cregan, P.B. 2006. Impacts of genetic bottlenecks on soybean genome diversity. *Proceedings of the National Academy of Sciences USA*, 103: 16666-71.
- Iglesias, I., Echeverria, G. et Soria, Y. 2008. Differences in fruit color development anthocyanin content, fruit quality and consumer acceptability of eight ‘Gala’ apple strains. *Scientia Horticulturae*, 119: 32–40.

- Infante, R., Meneses, C. et Defilippi, B.G. 2008. Effect of harvest maturity stage on the sensory quality of 'Palsteyn' apricot (*Prunus armeniaca* L.) after cold storage. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology*, 83, 828-832.
- Ishag, S., Rathore, A.H., Majeed, S., Awan, S. et Ali Shan, Z.S. 2009. The studies on the physico-chemical and organoleptic characteristics of apricot (*Prunus armeniaca* L.) produced in Rawalakot, Azad Jammu and Kashmir during storage. *Pakistan Journal of Nutrition*, 8 : 856–869.
- Issanchou, S., Schlich, P. et Guichard, E. 1989. Odour profiling of the components of apricot flavour. Description by correspondence analysis. *Sciences des aliments*, 9 : 351–370.
- Iwasaki, K., Inoue, M. et Matsubara, Y. 1998. Continuous hydrolysis of pectate by immobilized endopolygalacturonase in a continuously stirred tank reactor. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, 62: 262-272.
- Jarvis, M.C., Briggs, S.P.H. et Knox, J.P. 2003. Intercellular adhesion and cell separation in plants. *Plant, Cell & Environment*, 26: 977-989.
- Jay, M., Lancelin, N. et Lichou, J. 2001. Filière analyses sensorielles : la perception des abricots par les dégustateurs. *Arboriculture fruitière*, 549 : 41–43.
- Jay, M., Lichou, J. 2012. Monographie abricot. Ctifl. 568p.
- Johnston, S.L., Prakash, R., Chen, N.J., Kumagai, M.H., Turano, H.M., Cooney, J.M., Atkinson, R.G., Paull, R.E., Cheetamun, R., Bacic, A., Brummell, D.A. et Schröder, R. 2013. An enzyme activity capable of endotransglycosylation of heteroxylan polysaccharides is present in plant primary cell walls, 237: 173–187.
- Kafkas, E., Koşar, M., Türemişa, N. et Başer, K.H.C. 2006. Analysis of sugars, organic acids and vitamin C contents of blackberry genotypes from Turkey. *Food Chemistry*, 97: 732-736.
- Katayama, T., Hirata, K. et Chichester, C.O. 1971. The biosynthesis of astaxanthin. IV. The carotenoids in the prawn *Penaeus japonicus* Bate (Part I). *Bulletin of the Japanese Society for the Science of Fish*, 37: 614–620.
- Khadari, B., Krichen, L., Lambert, P., Marrakchi, M. et Audergon, J.M. 2006. Genetic structure in Tunisian apricot populations multiplied by grafting: a signature of bottleneck effects and ancient propagation by seedlings. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 53:811–819.
- Khadivi-Khub, A., Yarahmadi, M., Jannatizadeh, A. et Ebrahimi, A. 2015. Genetic relationships and diversity of common apricot (*Prunus armeniaca* L.) based on simple sequence repeat (SSR) markers. *Biochemical Systematics and Ecology*, 61: 366–371.
- Kim, H.R., Kim, I.D, Dhungana, S.K., Kim, M.O. et Shin, D.H. 2014. Comparative assessment of physicochemical properties of unripe peach (*Prunus persica*) and Japanese apricot (*Prunus mume*). *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 4: 97-103.
- Kodad, O., Hegedűs, A., Company, R.S. et Halász, J. 2013. Self-(in)compatibility genotypes of Moroccan apricots indicate differences and similarities in the crop history of European and North African apricot germplasm. *BMC Plant Biology*, 13: 196.
- Kostina, K. 1969. The use of varietal resources of apricots for breeding. *Trud Nikit Bot Sad*, 40: 45-53.
- Kovacs, E. et Nemeth-Szerdahelyi, E. 2002. Beta-galactosidase activity and cell wall breakdown in apricots. *Journal of Food Science*, 67: 2004–2008
- Kovacs E., Meresz P., Kristof Z. et Nemeth-Szerdahel E. 2008. Ripening and microstructure of apricot. *Acta Alimentaria*, 37 : 23-39.
- Krichen, L., Mnejja, M., Arús, P., Marrakchi, M. et Trifi-Farah, N. 2006. Use of microsatellite polymorphisms to develop an identification key for Tunisian apricots. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 53: 1699–1706.
- Krichen, L., Martins, J.M.S. et Lambert, P. 2008. Using AFLP markers for the analysis of the genetic diversity of apricots in Tunisia. – *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 133: 204–212.
- Krichen, L., Bourguiba, H., Audergon, J.-M. et Trifi-Farah, N. 2010. Comparative analysis of genetic diversity in Tunisian apricot germplasm using AFLP and SSR markers. *Scientia*

- Horticulturae, 127: 54–63.
- Krichen, L., Audergon, J.M. et Trifi-Farah, N. 2012. Relative efficiency of morphological characters and molecular markers in the establishment of an apricot core-collection. *Hereditas*, 149: 163–172.
- Krichen, L., Audergon, J.M., Trifi-Farah, N. 2014. Assessing the genetic diversity and population structure of Tunisian apricot germplasm. *Sci Hort* 172: 86–100.
- Kurz, C., Carle, R. et Schieber, A. 2008. Characterisation of cell wall polysaccharide profiles of apricots (*Prunus armeniaca* L.), peaches (*Prunus persica* L.), and pumpkins (*Cucurbita* sp.) for the evaluation of fruit product and authenticity. *Food Chemistry*, 106: 421–430.
- Kuti, J.O. 2004. Antioxidant compounds from four *Opuntia* cactus pear fruit varieties. *Food Chemistry*, 85 : 527–533.
- Lahaye, M., Falourd, X., Quemener, B., Devaux., M.F. et Audergon, J.M. 2014. Histological and cell wall polysaccharide chemical variability among apricot varieties. *LWT - Food Science and Technology*, 58 : 486-496.
- Laidò, G., Mangini, G., Taranto, F., Gadaleta, A., Blanco, A., Cattivelli, L., Marone, D., Mastrangelo, A.M., Papa, R. et De Vita, P. 2013. Genetic diversity and population structure of tetraploid wheats (*Triticum turgidum* L.) estimated by SSR, DarT and pedigree data. *PLoS ONE* 8, e67280.
- Lasnier, A. 2014. Analyse de la diversité génétique chez l'abricotier (*Prunus armeniaca* L.) à l'aide de marqueurs microsatellites.
- Layne, R.E.C., Bailey, C. H., Hough, L.F. 1996. Apricots. In Janick J. and Moore J.N. (eds). *Fruit Breeding: Tree and Tropical Fruits*, Vol. 1. John Wiley and Sons Inc., New York, 79-111.
- Lazan, H., Ng, S.Y., Goh, L.Y. et Ali, Z.M. 2004. Papaya β -Galactosidase/Galactanase isoforms in differential cell wall hydrolysis and fruit softening during ripening. *Plant Physiology and Biochemistry*, 42 : 847-853.
- Le Bourvellec, C., Gouble, B., Bureau, S., Reling, P., Bott, R., Ribas-Agusti, A., Audergon, J. M. et Renard, C.M.G.C. 2018. Impact of canning and storage on apricot carotenoids and polyphenols. *Food Chemistry*, 240 : 615-625.
- Le Bourvellec, C., Bouzerzour, K., Ginies, C., Regis, S., Plé, Y. et Renard, C.M. 2011. Phenolic and polysaccharidic composition of applesauce is close to that of apple flesh. *Journal of Food Composition and Analysis*, 24: 537-547.
- Leccese, A., Bureau, S., Reich, M., Renard, M.G.C.C., Aon, J.M., Mennone, C., Bartolini, S. et Viti, R. 2010. Pomological and nutraceutical properties in apricot fruit: cultivation systems and cold storage fruit management. *Plant Foods for Human Nutrition*, 65: 112-120.
- Ledbetter, C., Peterson, S. et Jenner, J. 2006. Modification of sugar profiles in California adapted apricots (*Prunus armeniaca* L.) through breeding with Central Asian germplasm. *Euphytica*, 148 : 251–259.
- Leida, C., Ríos, G., Soriano, J.M., Pérez, B., Llácer, G., Crisosto, C.H. et Badenes, M.L. 2011. Identification and genetic characterization of an ethylene-dependent polygalacturonase from apricot fruit. *Postharvest Biology and Technology*, 62: 26–34.
- Legave, J.M., Garcia, G. et Marco, F. 1983. Interférence des conditions de température et des besoins en froid et en chaleur sur la détermination de la fin de la dormance puis de la floraison de divers génotypes d'abricotier dans les principales régions de cultures. 3ème Colloque sur les recherches fruitières. INRA-CTIFL, p 63-78.
- Lespinnasse, N., Lichou, J. et Jay, M. 2006. Sensory evaluation on apricot: descriptive analysis. *Acta Horticulturae*, 701 : 595–597.
- Lester, D.R., Speirs, J., Orr, G. et Brady, C.J. 1994. Peach (*Prunus persica*) endopolygalacturonase cDNA isolation and mRNA analysis in melting and nonmelting peach cultivars. *Plant Physiology*, 105: 225-31.
- Li, Z.Z. et Xingjun, M. 2014. Genetic diversity and relationships of apricot cultivars in North China revealed by ISSR and SRAP markers. *Scientia Horticulturae*, 173: 20–28.

- Lichou, J. 1998. Abricot: les variétés, mode d'emploi. Ctifl., France
- Lichou, J. et Audubert, A. 1989. L'abricotier. Ctifl., France
- Lichou, J. et Jay, M. 2012. Monographie Abricot. Paris, CTIFL, 568 p.
- Mandal S, Poonam S, Malik SK, Mishra SK (2007) Variability in kernel oil: its fatty acid and protein contents of different apricot (*Prunus armeniaca*) genotypes. *Indian J Agric Sci* 77: 464–466
- Lichtenthaler, H.K., Buschmann, C. 2001. Chlorophylls and carotenoids—Measurement and characterization by UV-VIS. In: Lichtenthaler HK editor. *Current Protocols in Food Analytical Chemistry (CPFA)*, (Supplement 1). New York: Wiley.
- Lin, J.M., Rouseff, R.L., Barros, S. et Naim, M. 2002. Aroma composition changes in early season grapefruit juice produced from thermal concentration. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50: 813-819.
- Liners, F. et Van Cutsem, P. 1992. Distribution of pectic polysaccharides throughout walls of suspension-cultured carrot cells. *Protoplasma*. 170: 10-21.
- Lingle, S. et Dunlap, J. 1987. Sucrose metabolism in netted muskmelon fruit during development. *Plant Physiology*, 84: 386-389.
- Liu, W.S., Liu, D.C., Zhang, A.M., Feng, C.J., Yang, J.M., Yoon, J.H. et Li, S.H. 2007. Genetic diversity and phylogenetic relationships among plum germplasm resources in China assessed with inter-simple sequence repeat markers. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 132 : 619–628.
- Liu, H., Chen, F., Yang, H., Yao, Y., Gong, X., Xin, Y. et Ding, C. 2009. Effect of calcium treatment on nanostructure of chelate-soluble pectin and physicochemical and textural properties of apricot fruits. *Food Research International*, 42: 1131–1140.
- Liu, H., Chen, F., Lai, S., Tao, J., Yang, H. et Jiao, Z. 2017. Effects of calcium treatment and low temperature storage on cell wall polysaccharide nanostructures and quality of postharvest apricot (*Prunus armeniaca*). *Food Chemistry*, 225: 87–97.
- Lohani, S., Trivedi, P.K. et Nath, P. 2004. Changes in activities of cell wall hydrolases during ethylene-induced ripening in banana: effect of 1-MCP, ABA and IAA. *Postharvest Biology and Technology*, 31: 119-126.
- López-Bucio, J., Nieto-Jacobo, M.F., Ramírez-Rodríguez, V. et Herrera-Estrella, L. 2000. Organic acid metabolism in plants: from adaptive physiology to transgenic varieties for cultivation in extreme soils. *Plant Science*, 160 : 1–13.
- Lurol, S. 2012. Maitriser la maturation des fruits pêche – poire – abricot – kiwi. Ctifl. 175p.
- Lurol, S., Hilaire, C., Lichou, J. et Jay, M. 2007. Pêche - Abricot de la récolte au conditionnement : Outils pratiques. Ed. Ctifl Paris France, p. 114.
- Maghuly, F., Fernandez, E.B., Ruthner, Sz., Pedryc, A. et Laimer, M. 2005. Microsatellite variability in apricots (*Prunus armeniaca* L.) reflects their geographic origin and breeding history. *Tree Genetics and Genomes*, 1: 151–165.
- Mandal, S., Poonam, S., Malik, S.K. et Mishra, S.K. 2007. Variability in kernel oil: its fatty acid and protein contents of different apricot (*Prunus armeniaca*) genotypes. *Indian Journal of Agricultural Science*, 77: 464–466.
- Majoros, E., Csoka, M., Amtmann, M. et Korany, K. (2008). Comparison of the volatile compounds of fresh and dried apricot fruits by GC–MS measurements. *Acta Alimentaria*, 37: 271–282.
- Mamouni, A., El Bakkali, A., Lambert, P., Krichen, L., Oukabli, A., Audergon, J.M., Chatelet, P., El Modafar, C. et Khadari, B. 2014. Bottleneck and gene flow effects impact the genetic structure of seed-propagated apricot populations in Moroccan oasis agroecosystems. *Plant Genetic Resources: Characterization and Utilization*, 12: 215-225.
- Manolopoulou, H. et Mallidis, C. 1999. Storage and processing of apricots. *Acta Horticulturae*, 488 : 567–576.
- Mratinic, E., Popovski, B., Milosević, T. et Popovskaq M. 2011. Evaluation of apricot fruit quality and correlations between physical and chemical attributes. *Czech Journal of Food*

- Sciences, 2 : 161–170.
- Martinez-Mora, C., Rodriguez, J., Cenis, J.L. et Ruiz-Garcia, L. 2009. Genetic variability among local apricots (*Prunus armeniaca* L.) from the Southeast of Spain. Spanish Journal of Agricultural Research, 7: 855–868.
- Mallidis, C.G. et Katsaboxakis, C. 2002. Effect of thermal processing on the texture of canned apricots. International Journal of Food Science & Technology, 37: 569–572.
- Marty, I., Bureau, S., Sarkissian, G., Gouble, B., Audergon, J.M. et Albagnac, G. 2005. Ethylene regulation of carotenoid accumulation and carotenoid gene regulation in colour-contrasted apricot varieties (*Prunus armeniaca*). Journal of Experimental Botany, 56: 1877–1886.
- Mazza, G. et Miniati, E. 1993. Anthocyanins in fruits, vegetables, and grains. Boca Raton, FL: CRC Press. p. 362.
- Mbéguie-A-Mbéguie, D., Gouble, B., Gomez, R.M., Audergon, J.M., Albagnac, G. et Fils-Lycaon, B. 2002. Two expansin cDNAs from *Prunus armeniaca* expressed during fruit ripening are differently regulated by ethylene. Plant Physiology and Biology, 40 : 445-452.
- Mbéguie-Mbéguie, D. 2000. Isolement, identification et caractérisation de gènes impliqués dans la maturation de l'abricot (*Prunus armeniaca* L.). Thèse. <http://www.inra.fr/theses/theseintegrale/Theses/mbeguie/html/these.html>. pp. 196.
- McCann, M. C., Wells, B. et Roberts, K. 1990. Direct visualization of cross-links in the primary plant cell wall. Journal Cell Sciences, 96: 323-334.
- McDermott, J.M., McDonald, B.A. 1993. Gene flow in plant pathosystems. Annual Review of Phytopathology, 31: 353–373.
- Mehlenbacher, S.A., Cociu V. et Hough L.F. 1990. Apricots (*Prunus*), in genetic resources of temperate fruit and nut crops. Acta Horticulturae, 290: 65-107.
- Melgarejo, P., Calin-Sanchez, A., Carbonell-Barrachina, A.A., Martínez-Nicolas, J.J., Legua, P., Martínez, R. et Hernandez, F. 2013. Antioxidant activity, volatile composition and sensory profile of four new very-early apricots (*Prunus armeniaca* L.). Journal of the Science of Food and Agriculture, 94: 85–94.
- Merzlyak, M.N., Gitelson, A.A., Chivkunova, O.B. et Rakitin, V.Y. 1999. Non-destructive optical detection of pigment changes during leaf senescence and fruit ripening. Physiology Plant, 106: 135–141.
- Micheli, F. 2001. Pectin methylesterases: cell wall enzymes with important roles in plant physiology. Trends in Plant Science, 6: 414-419.
- Miedes, E., Herbers, K., Sonnewald, U. et Lorences, E.P. 2010. Overexpression of a Cell Wall Enzyme Reduces Xyloglucan Depolymerization and Softening of Transgenic Tomato Fruits. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 58: 5708–5713.
- Milatovic, D. et Djurovic, D. 2006. Leaf properties as elements for identification of apricot cultivars. In: Proceeding of the International Conference of 'Perspectives in European Fruit Growing. Lednice October 18-20 pp: 244–245.
- Milošević, T. et Milošević, N. 2010. Genetic variability and selection in natural populations of vineyard peach (*Prunus persica* ssp. *vulgaris* Mill.) in the Krusevac region (Central Serbia). Agrocienca, 44: 297–309.
- Milošević, T., Milošević, N., Glišić, I. et Krška, B. 2010. Characteristics of promising apricot (*Prunus armeniaca* L.) genetic resources in Central Serbia based on blossoming period and fruit quality. Horticultural Science, 37: 46–55.
- Milošević, T., Milošević, N., Glišić, I., Bošković-Rakočević, L. et Milivojević, J. 2013. Fertilization effect on trees and fruits characteristics and leaf nutrient status of apricots which are grown at Cacak region (Serbia). Scientia Horticulturae, 164: 112-123.
- Milošević, T., Milošević, N., Glišić, I. et Glišić, I.S. 2014. Determination of size and shape properties of apricots using multivariate analysis. Acta Scientiarum Polonorum Hortorum Cultus. 13: 77-90.
- Mitsuhashi, S. et Davis, B.D. 1954. Aromatic biosynthesis XIII Conversion of quinic acid to 5-dehydroquinic acid by quinic dehydrogenase. Biochimica et Biophysica Acta, 15: 268–

- Mohnen, D. 1999. Biosynthesis of pectins and galactomannans. In: D. Barton, K. Nakanishi and O. Meth-Cohn (Eds.) *Comprehensive Natural Products Chemistry*, 3: 497–527.
- Moyer, R.A., Hummer, K.E., Finn, C.E., Frei, B. et Wrolstad, R.E. 2002. Anthocyanins, phenolics, and antioxidant capacity in diverse small fruits: vaccinium, rubus, and ribes. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 50: 519-525.
- Mozetic, B. et Tresbe, P. 2004. Identification of sweet cherry anthocyanins and hydroxycinnamic acids using HPLC coupled with DAD and MS detector. *Acta Chimica Slovenica*, 51: 151–158.
- Monestiez, P., Habib, R. et Audergon, J.M., 1990. Geostatistics, spatial dependences in a tree: a new approach in fruit tree studies. *Acta Horticulturae*, 276: 257–263.
- Murray, A.J., Hobson, G.E., Schuch, W. et Bird, C.R. 1993. Reduced ethylene synthesis in EFE antisense tomatoes has differential effects on fruit ripening processes. *Postharvest Biology and Technology*, 2: 301-313.
- Neta, E.R.D.C., Johanningsmeier, S.D. et Mcfeeters, R.F. 2007. The chemistry and physiology of sour taste—a review. *Journal of Food Science*, 72: 33–38.
- Nguyen, L. T., Tay, A., Balasubramaniam, V. M., Legan, J. D., Turek, E. J. et Gupta, R. 2010. Evaluating the impact of thermal and pressure treatment in preserving textural quality of selected foods. *LWT - Food Science and Technology*, 43: 525-534.
- Nunes, C., Saraiva, J.A. et Coimbra, M.A. 2008. Effect of candying on cell wall polysaccharides of plums (*Prunus domestica* L.) and influence of cell wall enzymes. *Food Chemistry*. 111(3). 538–548.
- Nei, M. 1972. Genetic distance between populations. *The American Naturalist*, 106 :283–292.
- Nei, M. 1978. The theory of genetic distance and evolution of human races. *Journal of Human Genetics*, 23: 341–369.
- Neta, E.R.D.C., Johanningsmeier, S.D. et Mcfeeters, R.F. 2007. The chemistry and physiology of sour taste—a review. *Journal of Food Science*, 72: 33–38.
- O'Neill, M. A., Albersheim, P. et Darvill, A. 1990. The pectic polysaccharides of primary cell walls. Dans: *Methods in Plant Biochemistry, Carbohydrates 2*. Academic Press, London pp 414-441.
- Ogah, O., Watkins, C. S., Ubi, B. E. et Oraguzie, N.C. 2014. Phenolic Compounds in Rosaceae Fruit and Nut Crops. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 62: 9369–9386.
- Ordaz-Ortiz, J.J., Marcus, S.E. et Knox, J.P. 2009. Cell wall microstructure analysis implicates hemicellulose polysaccharides in cell adhesion in tomato fruit pericarp parenchyma. *Molecular Plant*, 2: 910-921.
- Oyaizu, M. (1986). Studies on products of browning reaction: antioxidative activity of products of browning reaction prepared from glucosamine. *Japanese Journal of Nutrition and Dietetics*, 44: 307–315.
- Özcan, M. 2000. Composition of some apricot *Prunus armeniaca* kernels grown in Turkey. *Acta Alimentaria*, 29: 289–294.
- Özgen, M., Reese, R.N., Tulio, A.Z., Miller, A.R., Scheerens, J.C. 2006 Modified 2,2-Azino-bis-3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic Acid (ABTS) method to measure antioxidant capacity of selected small fruits and comparison to ferric reducing antioxidant power (FRAP) and 2,2'-Diphenyl-1-picrylhydrazyl (DPPH) methods. *Journal of Agriculture and Food Chemistry*, 54: 1151–7.
- Pangborn, R.M. 1963. Relative taste of selected sugars and organic acids. *Journal of Food Science*, 28: 726–733.
- Parlakpınar, H., Olmez, E., Acet, A., Ozturk, F., Tasdemir, S., Ates, B., Gul, M. et Otlu, A. 2009. Beneficial effects of apricot-feeding on myocardial ischemia-reperfusion injury in rats. *Food and Chemical Toxicology*, 47:802-808.
- Peakall, R. et Smouse, P.E. 2012. GenAlEx 6.5: genetic analysis in Excel Population genetic software for teaching and research-an update. *Bioinformatics*, 28, 2537–2539.

- Peakall, R. et Smouse, P.E. 2006 GENALEX 6: genetic analysis in Excel. Population genetic software for teaching and research. *Molecular Ecology Notes*, 6: 288–295.
- Pedryc, A., Ruthner, S., Hermán, R., Krska, B., Hegedus, A. et Halász, J. 2009. Genetic diversity of apricot revealed by a set of SSR markers from linkage group G1. *Scientia Horticulturae*, 121 : 19–26.
- Penniston, K.L., Nakada, S.Y., Holmes, R.P. et Assimos, D.G. 2009. Quantitative assessment of citric acid in lemon juice, lime juice, and commercially-available fruit juice products. *Journal of Endourology*, 22: 567–570.
- Perez-Gonzales, S. 1992. Associations among morphological and phenological characters representing apricot germplasm in Central Mexico. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 117 : 486- 490.
- Pérez, S. et Mazeau, K. 2005. Conformations, structures, and morphologies of celluloses. In: Dumitriu S (ed) *Polysaccharides: structural diversity and functional versatility*, 2nd edn. Dekker, New York, pp 41–68.
- Petrisor, C., Radu, G.-L., Balan, V. et Campeanu, G. 2010. Reflectance spectroscopy as a useful tool for monitoring apricot fruit quality and ripening. *UPB Scientific Bulletin, Series B: Chemistry and Materials Science*, 72: 75–80.
- Polat, A.A. et Caliskan, O. 2008. Fruit characteristics of table fig (*Ficus carica*) cultivars in subtropical climate conditions of the Mediterranean region. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*. 36: 107–115.
- Poyrazoglu, E., Gokmen, V. et Artık, N. 2002. Organic acids and phenolic compounds in pomegranates (*Punicagranatum*) grown in Turkey. *Journal of Food Composition and Analysis*, 15 : 567–575.
- Prével, M.P., Gagnard, J, Gautier, P. 1984. *L'Analyse Végétale dans le Contrôle de l'Alimentation des Plantes Tempérées et Tropicales*. Editions technique et documentation, Lavoisier, Paris, p, 810.
- Pressey, R. 1988. Reevaluation of the changes in polygalacturonases in tomatoes during ripening. *Planta*, 174 : 39 – 43.
- Pretel, M.T., Serrano, M., Amoros, A. et Romojaro, F. 1999. Ripening and ethylene biosynthesis in controlled atmosphere stored apricots. *European Food Research and Technology*, 130-134.
- Pritchard, J.K., Stephens, M. et Donnelly, P., 2000. Inference of population structure using multilocus genotype data. *Genetics*, 155: 945–959.
- Quiles, A., Hernando, I., Pérez-Munuera, I. et Lluch, M. Á. 2007. Effect of calcium propionate on the microstructure and pectin methyl-lesterase activity in the parenchyma of fresh-cut Fuji apples. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 87, 511–519.
- Radi, M., Mahrouz, M., Jaouad, A., Tacchini, M., Aubert, S., Hugues, M. et Amiot, M.J. 1997. Phenolic composition, browning susceptibility, and carotenoid content of several apricot cultivars at maturity. *HortScience*, 32: 1087–1091.
- Radi, M., Mahrouz, M., Jaouad, A. et Amiot, M.J. 2003. Influence of mineral fertilization (NPK) on the quality of apricot fruit (cv. Canino). The effect of the mode of nitrogen supply. *Agronomie*, 23: 737–745.
- Ranwala. A.P., Suematsu, C. et Masuda, H. 1992. The Role of β -Galactosidases in the Modification of Cell Wall Components during Muskmelon Fruit Ripening. *Plant Physiology*, 100: 1318-1325.
- Redgwell, R.J., Fischer, M., Kendal, E. et MacRae E. A. 1997. Galactose loss and fruit ripening: high-molecular-weight arabinogalactans in the pectic polysaccharides of fruit cell walls. *Planta*, 203: 174-181.
- Rees, D.A. 1982. Polysaccharide Conformation in Solutions and Gels-Recent Results on Pectins. *Carbohydrate Polymers*, 2: 254-263.
- Rehder, A. (1949). *Bibliography of cultivated trees and shrubs hardy in the cooler temperate regions of the Northern hemisphere*. Boston, The Arnold Arboretum of Harvard

- University, 300 p.
- Renard, C.M.G.C., Dupont, N. et Guillermin, P. 2007. Procyanidins and other phenolics concentrations and characteristics in apples during fruit growth. *Phytochemistry*, 68: 1128-1138.
- Renard, C.M.G.C. et Ginies, C. 2009. Comparison of the cell wall composition for flesh and skin from five different plums. *Food Chemistry*, 114: 1042–1049.
- Renard, C.M.G.C., Voragen, A.G.J., Thibault, J.F. et Pilnik, W. 1990. Studies on apple protopectin I: Extraction of insoluble pectin by chemical means. *Carbohydrate Polymers*, 12: 9–25.
- Renard, C.M.G.C. 2005. Variability in cell wall preparations: quantification and comparison of common methods. *Carbohydrate Polymers*, 60 : 515-522.
- Ribas-Agustí, A., Gouble, B., Bureau, S., Maingonnat, J.F., Audergon, J.M. et Renard, C.M.G.C. 2017. Towards the Use of Biochemical Indicators in the Raw Fruit for Improved Texture of Pasteurized Apricots. *Food and Bioprocess Technology*, 10: 662–673.
- Ridley, B.L., O'Neill, M.A. et Mohnen, D. 2001. Pectins: structure, biosynthesis, and oligogalacturonide-related signaling. *Phytochemistry*, 57: 929-967.
- Rieger, M. 2006. *Mark's Fruit Crops*. Athens: University of Georgia. <https://www.uga.edu/fruit>.
- Rivera-López, J., Ordorica-Falomir, C. et Wesche-Ebeling, P. 199. Changes in anthocyanin concentration in Lychee (*Litchi chinensis* Sonn.) pericarp during maturation. *Food Chemistry*. 1999, 65: 195-200.
- Robini, K., Hashim, L., Ladeveze, D., Bureau, S., Gouble, B., Reich, M., Jacquemin,, G., Gurrieri, F. et Audergon, J.M. 2006. Prediction of sensory data by instrument measurements of representative apricot (*Prunus armeniaca* L.) cultivars. *Acta Horticulturae*, 701: 533–539.
- Roldan-Ruiz, I., Dendauw, J., Van Bockstaele, E., Depicker, A. et De Loose, M. 2000. AFLP markers reveal high polymorphic rates in ryegrasses (*Lolium spp.*). *Molecular Breeding*, 6: 125–134.
- Romero, C., Pedryc, A., Munoz, V., Llacer, G. et Badenes, M.L. 2003. Genetic diversity of different apricot geographical groups determined by SSR markers. *Genome/National Research Council Canada = Genome/Conseil national recherches Canada*, 46: 244–252.
- Rose, J.K. et Bennett, A.B. 1999. Cooperative disassembly of the cellulose-xyloglucan network of plant cell walls: parallels between cell expansion and fruit ripening. *Trends in Plant Science*, 4: 176-183.
- Rose, J.K., Lee, H.H. et Bennett, A.B. 1997. Expression of a divergent expansin gene is fruit-specific and ripening-regulated. *Proceedings of the National Academy of Sciences, USA*, 94: 5955-60.
- 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., Tomás-Barberán, F.A. et Gil, M.I. 2005. Carotenoids from new apricot (*Prunus armeniaca* L.) Varieties and their relationship with flesh and skin color. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53: 6368–6374.
- Ruiz, D. et Egea, J. 2008a. Phenotypic diversity and relationships of fruit quality traits in apricot (*Prunus armeniaca* L.) germplasm. *Euphytica*, 163: 143–158.
- Ruiz, D. et Egea, J. 2008b. Analysis of the variability and correlations of floral biology factors affecting fruit set in apricot in a Mediterranean climate. *Scientia Horticulturae*, 115: 154–163.
- Saeman, J.F., Moore, W.E., Mitchell, R.L. et Millet, M.A. 1954. Techniques for the determination of pulp constituents by quantitative paper chromatography. *Tappi Journal*, 37: 336-343.
- Saladié, M., Rose, J.K., Cosgrove, D.J. et Catalá, C. 2006. Characterization of a new xyloglucan endotransglucosylase/hydrolase (XTH) from ripening tomato fruit and implications for the

- diverse modes of enzymic action. *Plant Journal*, 47: 282-95.
- Saladie, M., Matas, A.J., Isaacson, T., Jenks, M.A., Goodwin, S.M., Niklas, K.J., Ren, X.L., Labavitch, J.M., Shackel, K.A., Fernie, A.R., Lytovchenko, A., O'Neill, M.A., Watkins, C.B. et Rose, J.K.C. 2007. A re-evaluation of the key factors that influence tomato fruit softening and integrity. *Plant Physiology*, 144: 1012–1028
- Salazar, J.A., Ruiz, D., Egea, J., Martínez-Gómez, P. 2013. Transmission of Fruit Quality Traits in Apricot (*Prunus armeniaca* L.) and Analysis of Linked Quantitative Trait Loci (QTLs) Using Simple Sequence Repeat (SSR) Markers. *Plant Molecular Biology Reporter*, 31: 1506–1517.
- Sanchez-Pérez, R., Ruiz, D., Dicenta, F., Egea, J. et Martinez-Gomez, P. 2004. Application of simple sequence repeat (SSR) markers in apricot breeding: molecular characterisation, protection, and genetic relationships. *Scientia Horticulturae*, 103 : 305-315.
- Sanchez-Perez, R., Martinez-Gomez, P., Dicenta, F., Egea, J. et Ruiz, D. 2006. Level and transmission of genetic heterozygosity in apricot (*Prunus armeniaca* L.) explored using simple sequence repeat markers. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 53: 763–770.
- Sanoner, P., Guyot, S., Marnet, N., Mollé, D. et Drilleau, J.F. 1999. Polyphenols profiles of french cider apple varieties (*Malus domestica* sp.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47: 4847-4853.
- 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.
- Saxena, I.M. et Brown Jr, R.M. 2005. Cellulose biosynthesis: current views and evolving concepts. *Annals of Botany*, 96: 9-21.
- Scandella, D., Sibille, I., Vénien, S., Lichou, J. et Jay, M. 1998. Abricot : évaluation des atouts organoleptiques. *Infos-Ctifl*, 141 : 22–25.
- Schaal, B.A., Hayworth, D.A., Olsen, K.M., Rauscher, J.T. et Smith, W.A. 1998. Phylogeographic studies in plants: problems and prospects. *Molecular Ecology*, 7: 465–474.
- Schmitzer, V., Slatnar, A., Mikulic-Petkovsek, M., Veberic, R., Krska, B., Stampar, F., 2011. Comparative study of primary and secondary metabolites in apricot (*Prunus armeniaca* L.) cultivars. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 91: 860–866.
- Schröder, R., Atkinson, R.G. et Redgwell, R.J. 2009. Re-interpreting the role of endo- β -mannanases as mannan endotransglycosylase/hydrolases in the plant cell wall. *Annals of Botany*, 104: 197–204.
- Serrano, M., Guillen, F., Martínez-Romero, D., Castillo, S. et Valero, D. 2005. Chemical constituents and antioxidant activity of sweet cherry at different ripening stages. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53: 2741-2745.
- Sharma, S.K., Chaudhary, S. P., Rao, V. K., Yadav, V. K. et Bisht, T. S. 2011. Standardization of technology for preparation and storage of wild apricot fruit bar. *Journal of Food Science and Technology*, 48: 675–681.
- Sharma, H.S.S., Lefevre, J. et Boucaud, J. 1992. Role of microbial enzymes during retting and their effect on fibre characteristics. In the *Biology and Processing of Flax*. Sharma, H.S.S., and Van Sumere, S.F. (eds). Belfast : M, Publications, pp. 157–198.
- Shiratake, K. et Martinoia, E. 2007. Transporters in fruit vacuoles. *Plant Biotechnology*, 24 : 127–133.
- Signoret, V. 2004. Caractérisation de déterminants génétiques pour les critères de qualité de L'abricot, recherche de QTL. Paris : Ecole Pratique des Hautes Etudes, mémoire.
- Sivam, A., Sun-Waterhouse, D., Perera, C. et Waterhouse, G. 2013. Application of FT-IR and Raman spectroscopy for the study of biopolymers in breads fortified with fibre and polyphenols. *Food Research International*, 50, 574-585.
- Slavov, A., Garnier, C., Crépeau, M.-J., Durand, S., Thibault, J.-F. et Bonnin, E. 2009. Gelation of high methoxy pectin in the presence of pectin methylesterases and calcium.

- Carbohydrate Polymers, 77: 876–884.
- Smith, D.L. et Gross, K.C. 2000. A family of at least seven beta-Galactosidase genes is expressed during tomato fruit development. *Plant Physiology*, 123 : 1173–1183.
- Sochor, J., Zitka, O., Skutkova, H., Pavlik, D., Babula, P., Krska, B., Horna, A., Adam, V., Provaznik, I., Kizek, R. 2010. Content of Phenolic Compounds and Antioxidant Capacity in Fruits of Apricot Genotypes. *Molecules*, 15: 6285–6305.
- Solis-Solis, H.M., Calderon-Santoyo, M., Schorr-Galindo, S., Luna-Solano, G. et Ragazzo-Sanchez, J.A., 2007. Characterization of aroma potential of apricot varieties using different extraction techniques. *Food Chemistry*, 105: 829–837.
- Souty, M., Breuils, L., Reich, M. et Poggi, A. 1976. L'acidité des abricots. *Fruits*, 31: 775–779.
- Spencer, M.D., Pangborn, R.M. et Jennings, W.G. 1978. Gas Chromatographic and sensory analysis of volatiles from cling peaches. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 26: 725–732.
- Sponas, G.A. et Wrolstad, R.E. 1990. Influence of processing and storage on the phenolic content of apple nectar. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 38: 1572–1579.
- Stampar, F., Usenik, V. et Dolenc-Sturm, K. 1999. Evaluating of some quality parameters of different apricot cultivars using HPLC method. *Acta Alimentaria*, 28: 297–309.
- Stanley, J., Prakash, R., Marshall, R. et Schröder, R. 2013. Effect of harvest maturity and cold storage on correlations between fruit properties during ripening of apricot (*Prunus armeniaca*). *Postharvest Biology and Technology*, 82 : 39–50.
- Stanley, J., Fengc, J. et Olsson, S. 2015. Crop load and harvest maturity effects on consumer preferences for apricots. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 95: 752–763.
- Sturm, K., Koron, D. et Stampar, F. 2003. The composition of fruit of different strawberry varieties depending on maturity stage. *Food Chemistry*, 83: 417–422.
- Souty, M. et Jacquemin, G. 1976. Dégradation de la texture des fruits appertisés au sirop. Etude de l'hydrolyse de la protopectine des abricots. *Industries Alimentaire et Agricole*, 2 : 391–395.
- Stampar, F., Usenik, V. et Dolenc-Sturm, K. 1999. Evaluating of some quality parameters of different apricot cultivars using HPLC method. *Acta Alimentaria*, 28 : 297–309.
- Takeoka, G.R., Flath, R.A., Mon, T.R., Teranishi, R. et Guentert, M. 1990. Volatile constituents of apricot (*Prunus armeniaca*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 38: 471–477.
- Tavarini, S., Gil, M. I., Tomas-Barberan, F. A., Buendia, B., Remorini, D. et Massai, R. 2011. Effects of water stress and rootstocks on fruit phenolic composition and physical/chemical quality in Suncrest peach. *Annals of Applied Biology*, 158: 226–233.
- Tamura, K., Stecher, G., Peterson, D., Filipinski, A. et Kumar, S. 2013. MEGA 6: molecular evolutionary genetics analysis, version 6.0. *Molecular Biology and Evolution*, 30: 2725–2729.
- Tanksley, S.D. et McCouch, S.R. 1997. Seed banks and molecular maps: unlooked genetic potential from the wild. *Science*, 277:1063–1066.
- Tian-Ming, H.E., Xue-Sen, C., Zheng, X.U., Jiang-Sheng, G., Pei-Jun, L., Wen, L., Qing, L. et Yan, W. 2007. Using SSR markers to determine the population genetic structure of wild apricot (*Prunus armeniaca* L.) in the Ily Valley of West China. *Genetic Resources and Crop Evolution*, 54: 563–572.
- Testolin, R., Marrazzo, T., Cipriani, G., Quarta, R. et Verde, I. 2000. Microsatellite DNA in Peach (*Prunus persica* L. Batsch) and its use in fingerprinting and testing the genetic origin of cultivars. *Genome*, 43 : 512–520.
- Thompson, R., Jacques, D., Haslam, E. et Tanner, R. 1972. Plant proanthocyanidins. Part I. Introduction; the isolation, structure, and distribution in nature of plant procyanidins. *Journal of the Chemical Society, Perkin Transactions*, 1: 1387–1399.
- Thompson, A.J., Jackson, A.C., Parker, R.A., Morpeth, D.R., Burbidge, A. et Taylor, I.B. 2000. Abscisic acid biosynthesis in tomato: regulation of zeaxanthin epoxidase and 9-cisepoxycarotenoid dioxygenase mRNAs by light/dark cycles, water stress and abscisic

- acid. *Plant Molecular Biology*, 42: 833-45.
- Tomas-Barberan, F.A., Gil, M.I., Cremin, P., Waterhouse, A.L., Hess-Pierce, B. et Kader, A.A. 2001. HPLC-DAD-ESIMS analysis of phenolic compounds in nectarines, peaches and plums. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 49: 4748–4760.
- Ugras, M.Y., Kurus, M., Ates, B., Soylemez, H., Oflu, A. et Yilmaz, I. 2010. *Prunus armeniaca* L. (apricot) protects rat testes from detrimental effects of low-dose x-rays. *Nutrition Research*, 30: 200-208.
- Ünal, M.Ü. et Şener, A. 2015. Extraction and characterization of pectin methylesterase from Alyanak apricot (*Prunus armeniaca* L.). *Journal of Food Science and Technology*, 52 : 1194-1199
- UPOV, 2012. Principes directeurs pour la conduite de l'examen des caractères distinctifs de l'homogénéité et de la stabilité : abricotier (*Prunus armeniaca* L.), Revised in 2005. <http://www.upov.int/restrict/fr/index.html><http://www.upov.int/restrict/fr/index.html>
- Urdapilleta, I., Ton, N.C., Saint-Denis, C., Huon, de Kermadec, F. 2001. *Traité d'évaluation sensorielle. Aspects cognitifs et métrologiques des perceptions*. Ed. Dunod, Paris, pp. 592.
- Valdés, H., Pizarro, M., Campos-Vargas, R., Infante, R. et Defilippi, B.G. 2009. Effect of ethylene inhibitors on quality attributes of apricot cv. Modesto and Patterson during storage. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 69: 134–144.
- Van Buggenhout, S., Sila, D.N., Duvetter, T., Van Loey, A., Hendrickx, M. 2009. Pectins in Processed Fruits and Vegetables: Part III—Texture Engineering comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety, 8:105 – 117.
- Van Buren, J.P.S. 1979. The chemistry of texture in fruits and vegetables. *Journal of Texture Studies*, 10: 1-23.
- Vendramini, A.L. et Trugo, L.C. 2000. Chemical composition of acerola fruit (*Malpighia puniceifolia* L.) at three stages of maturity. *Food Chemistry*, 71: 195–198.
- Vinson, J.A., Hao, Y., Su, X. et Zubik, L. 1998. Phenol antioxidant quantity and quality in foods: Vegetables. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46, 3630–3634.
- Visai, C. et Vanoli, M. 1997. Volatile compound production during growth and ripening of peaches and nectarines. *Scientia Horticulturae*, 70: 15-24.
- Voragen, A.G.J., Schols, H.A. et Pilnik, W. 1986. Determination of the degree of methylation and acetylation of pectins by h.p.l.c. *Food Hydrocolloids*, 1: 65-70.
- Waldron, K.W., Parker, M.L. et Smith A.C. 2003. Plant cell walls and food quality. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 2: 101-119.
- Waldron, K.W., Smith, A.C., Parr, A.J., Ng, A. et Parker, M.L. 1997. New approaches to understanding and controlling cell separation in relation to fruit and vegetable texture. *Trends in Food Science and Technology*, 8: 213-221.
- Wang, Y., Georgi, L.L., Zhebentyayeva, T.N., Reighard, G.L., Scorza, R. et Abbott, A.G. 2002. High-throughput targeted SSR marker development in peach (*Prunus persica* (L.) Batsch) Genome, 45: 319–328.
- Watkins, R. 1976. Cherry, plum, peach, apricot and almond. In: Simmonds NW (ed) *Evolution of crop plants*. Longman, London, pp 242-247.
- Wani, A.A., Zargar, O.A., Malik, A.H., Kashtwari, M., Nazir, M., Khuroo, A.A., Ahmad, F., Dar, T.A., Khuroo, A.A., Ahmad, F. et Dar, T.A. 2017. Assessment of variability in morphological characters of apricot germplasm of Kashmir, India. *Scientia Horticulturae*, 225: 630–637.
- Weir, B.S. et Cockerham, C.C. 1984. Estimating F-statistics for the analysis of population structure. *Evolution*, 38: 1358–1370.
- Willats, W.G., McCartney, L., Mackie, W. et Knox, J.P. 2001. Pectin: cell biology and prospects for functional analysis. *Plant Mol Biol* 47: 9-27.
- Wu, X. et Prior, R.L. 2005. Systematic identification and characterization of anthocyanins in HPLC-ESI-MS/MS in common foods in the United States: fruits and berries, *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 53: 2589–2599.

- Wu, Z. et Burns, J.K. 2004. A β -Galactosidase gene is eExpressed during mature fruit abscission of ‘Valencia’ orange (*Citrus sinensis*). *Journal of Experimental Botany*, 55: 1483-1490.
- Yang, H. 2014. Atomic force microscopy (AFM): Principles, modes of operation and limitations. Hauppauge, NY: Nova Science Publishers Inc.
- Yang, S.F. et Hoffmann N.E. 1984. Ethylene biosynthesis and its regulation in higher plants. *Annual Review of Plant Physiology*, 35: 155-189.
- Yamamoto, T., Kimura, T., Sawamura, Y., Kotobuki, K., Ban, Y., Hayashi, T. et Matsuta, N., 2001. SSRs isolated from apple can identify polymorphism and genetic diversity in pear. *Theoretical and Applied Genetics*, 102: 865-870.
- Yeh, F.C., Boyle, R., Yang, R.C., Ye, Z., Mao, J.X. et Yeh, D. 1999. POPGENE version 1.32. Computer program and documentation distributed by the author. Website: <http://www.ualberta.ca/~fyeh/popgene.html> [accessed 23 January 2013].
- Yoshioka, H., Hayama, H., Tatsuki, M. et Nakamura, Y. 2011. Cell wall modifications during softening in melting type peach ‘Akatsuki’ and nonmelting type peach ‘Mochizuki’. *Postharvest Biology and Technology*, 60: 100–110.
- Yuan, Z., Chen, X., He, T., Feng, J., Feng, T. et Zhang, C. 2007. Population genetic structure in apricot (*Prunus armeniaca* L.) cultivars revealed by fluorescent-AFLP markers in Southern Xinjiang, China. *Journal of Genetics and Genomics* 34: 1037–1047.
- Zhebentyayeva, T., Reighard, G., Gorina, V. et Abbott, A. 2003. Simple sequence repeat (SSR) analysis for assessment of genetic variability in apricot germplasm. *Theoretical and Applied Genetics*, 106 : 435-444.

Résumé

La problématique de cette thèse repose sur la caractérisation de la qualité des abricots et leur aptitude à la transformation industrielle. Trois axes principaux ont guidé cette étude. Le premier consistait au départ à une caractérisation morphométrique globale des pieds clones des abricots marocains transplantés vers une station expérimentale de l'INRA Marrakech puis suivie par l'analyse de la diversité génétique. 92 accessions, issus de différentes régions géographiques, ont été génotypés en utilisant 21 marqueurs microsatellites. En effet, la collection analysée a été caractérisée par un polymorphisme élevé et une diversité génétique réduite. Au total, 120 allèles ont été identifiés avec une moyenne de 5,71 allèles par locus. Toutes les preuves statistiques (analyse hiérarchique, ACP et analyse de structure) montrent que la structure génétique de l'abricot marocain peut être subdivisée en deux populations : une majeure population constituée de la plupart des accessions de groupes génétiques (population authentique liée notamment à la variété Delpatriarca) et une seconde population moins diversifiée et liée à toutes les variétés de références, y compris la variété Canino. La variabilité observée entre les 92 génotypes pourrait être un atout pour améliorer la culture de l'abricot et permettre un développement durable dans l'espace et dans le temps du fruit par la sélection de nouveaux génotypes d'abricots. Finalement, la variabilité génétique observée a été utilisée dans le choix et la sélection de nouveaux clones d'abricots pour une analyse phénotypique. Le deuxième axe s'est intéressé à l'étude des marqueurs biochimiques qui permettent de comprendre et d'évaluer la qualité des abricots sélectionnés, à savoir : le changement des acides organiques et des sucres solubles en relation avec la qualité sensorielle, le développement des pigments et le changement de la couleur, l'évolution des composés phénoliques en relation avec l'activité antioxydante et la perte de la texture en relation avec la biochimie de la paroi cellulaire. En effet, de bonnes propriétés physicochimiques et biochimiques ont été rapportées pour les dix clones choisis (Valeurs maximales rapportées pour certains composés bioactifs : Vitamine C = 0,15 g/kg ; β -carotène = 149,251 μ g/kg ; provitamine A = 0,028 mg/kg), ainsi que des caractères qualitatifs associés à la saison de maturation et au génotype, cela représente certainement une source génétique précieuse pour prolonger la saison des abricots et alimenter les étalages et l'industrie. Le troisième axe était sur l'implication de la texture du fruit dans la transformation industrielle de l'abricot. Nous avons analysé l'aptitude variétale des abricots à la transformation industrielle, par l'analyse de leurs propriétés texturales, avant et après la transformation. Et pour mieux comprendre la variabilité de la texture de l'abricot, nous avons étudié l'impact du traitement thermique en fonction du stade de récolte des fruits sur une large gamme de cultivars français. Au final, cinq variétés d'abricots ont été choisies les plus appropriés pour le processus industriel.

Mots clé : *Prunus armeniaca*, clone, qualité, texture, maturation

Abstract

The problematic of this thesis is based on the characterization of the quality of apricots and their aptitude for industrial processing. Three main axes guided this study. The first one consisted initially of a global morphometric characterization of Moroccan apricot clones maintained in experimental station of INRA of Marrakech and followed by the analysis of genetic diversity. 92 accessions, from different geographical regions, were genotyped using 21 microsatellite markers. Indeed, the analyzed collection was characterized by a high polymorphism and a reduced genetic diversity. A total of 120 alleles were identified with an average of 5.71 alleles per locus. All the statistical evidence (hierarchical analysis, PCA and structural analysis) show that the genetic structure of Moroccan apricot can be subdivided into two populations : a major population made up of most accessions of genetic groups (authentic population linked in particular to the Delpatriarca variety) and a second less diversified population related to all reference varieties, including the Canino variety. The observed variability between the 92 genotypes could be an asset to improve the apricot cultivation and to allow a sustainable development in the space and the time of the fruit by the selection of new genotypes of apricots. Finally, the observed genetic variability was used in the selection of new apricot clones for phenotypic analysis. The second axis focused on the study of biochemical markers that allow to understand and evaluate the quality of selected apricots, namely : the change of organic acids and soluble sugars in relation to the sensory quality, the development of pigments and color change, the evolution of phenolic compounds in relation to antioxidant activity and loss of texture according to the cell wall biochemistry. Indeed, good physicochemical and biochemical properties have been reported for the ten chosen clones (Maximum values reported for some bioactif compounds : Vitamin C = 0.15 g / kg, β -carotene = 149.251 μ g / kg, provitamin A = 0.028 mg / kg), as well as the qualitative traits associated with the maturation season and the genotype, is certainly a valuable genetic source to extend the apricot season and to supply stalls and industry. The third axis was on the implication of the texture of the fruit in the industrial processing of apricot. We analyzed the varietal ability of apricots for industrial processing by analyzing their textural properties before and after processing. And to better understand the variability of apricot texture, we studied the impact of heat treatment depending on the stage of fruit harvesting on a wide range of French cultivars. In the end, five apricots varieties were chosen as the most appropriate for the industrial process.

Keywords : *Prunus armeniaca*, clone, quality, texture, maturation

